



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AQUICULTURA

Hugo Moreira Gomes

**Efeito da dieta no assentamento de larvas e no crescimento e sobrevivência de
sementes de ostras *Crassostrea gigas***

Florianópolis

2022

Hugo Moreira Gomes

Efeito da dieta no assentamento de larvas e no crescimento e sobrevivência de sementes de ostras *Crassostrea gigas*

Dissertação submetida ao Programa de Pós-Graduação em Aquicultura da Universidade Federal de Santa Catarina para a obtenção do título de Mestre em Aquicultura.

Orientador: Prof. Claudio Manoel Rodrigues de Melo, Dr.
Coorientadora: Prof.^a. Simone Sühnel, Dr.

Florianópolis

2022

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor,
através do Programa de Geração Automática da Biblioteca Universitária da UFSC.

Gomes, Hugo Moreira

Efeito da dieta no assentamento de larvas e no crescimento e sobrevivência de sementes de ostras *Crassostrea gigas* / Hugo Moreira Gomes ; orientador, Claudio Manoel Rodrigues de Melo, coorientadora, Simone Sühnel, 2022.

57 p.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias, Programa de Pós Graduação em Aquicultura, Florianópolis, 2022.

Inclui referências.

1. Aquicultura. 2. Alimentação. 3. Metamorfose. 4. Molusco Bivalves. 5. Rendimento. I. Melo, Claudio Manoel Rodrigues de . II. Sühnel, Simone . III. Universidade Federal de Santa Catarina. Programa de Pós-Graduação em Aquicultura. IV. Título.

Hugo Moreira Gomes

Efeito da dieta no assentamento de larvas e no crescimento e sobrevivência de sementes de ostras *Crassostrea gigas*

O presente trabalho em nível de mestrado foi avaliado e aprovado por banca examinadora composta pelos seguintes membros:

Prof. Claudio Manoel Rodrigues de Melo, Dr.
Universidade Federal de Santa Catarina

Prof. Ícaro Gomes Antonio, Dr.
Universidade Estadual do Maranhão

Prof. Marcos Caivano Pedroso de Albuquerque, Dr.
Universidade Federal de Santa Catarina

Certificamos que esta é a **versão original e final** do trabalho de conclusão que foi julgado adequado para obtenção do título de mestre em Aquicultura.

Coordenação do Programa de Pós-Graduação

Prof. Claudio Manoel Rodrigues de Melo, Dr.
Orientador

Florianópolis, 2022.

Este trabalho é dedicado a Deus, meus Pais (*in memoriam*), meus irmãos Igor e Beatriz, meu pai Manoel e minha sobrinha Lavínea, pois foram eles que me motivaram a persistir e chegar até aqui.

AGRADECIMENTOS

Quero primeiramente agradecer à Deus pelo dom da vida e aos bons Guias de luz, por terem me ajudado até aqui, com proteção e bênçãos sem medidas.

Aos amores da minha vida, a minha família, em especial meu pai Elias (*in memorian*) e minha mãe Moema (*in memorian*) por formarem o filho que me tornei e por mostrarem o sentido de que “enquanto há vida há esperança”, sendo incentivadores a continuar seguindo nessa jornada, quando muitas vezes pensei em desistir. As minhas heranças (irmãos), Igor e Beatriz que com todo apoio e sempre acreditando em mim, se tornaram meu combustível diário, enfim, a minha família foi minha base e meu alicerce nessa trajetória.

Ao meu professor e orientador Claudio Manoel Rodrigues de Melo por me receber de braços abertos durante esses três anos e depositar sua confiança para desenvolver o projeto de pesquisa. Quero também agradecer pelas suas orientações e conselhos, que contribuíram muito para meu crescimento pessoal e profissional, e pela paciência para comigo, que ligava nos momentos de desespero (risos) sem me importar com a hora, meu muito obrigado.

Ao meu segundo pai, Manoel, por diariamente estar me aconselhando e incentivando, principalmente em alguns momentos que desanimei; foi o meu porto seguro, sou imensamente agradecido por todo seu apoio, pelos sermões e por ter me acolhido como filho.

Ao meu amigo Juan Jethro, que o considero como um presente divino na minha trajetória acadêmica, agradeço pela amizade, carinho, pelas conversas, pelas molecagens e pelos puxões de orelha e alertas que mesmo em forma de brincadeira conseguia passar a mensagem e eu prontamente conseguia captar, e também sou muito grato por estar comigo tanto nos momentos alegres quanto os tristes da minha vida.

A minha amiga Eliziane Silva, presente da pós-graduação para a minha vida, sou grato pela amizade, pela preocupação comigo, pela paciência, pelo ombro amigo nos momentos alegres e também pelos momentos de choros, pois só quem passou pelo mesmo sabia me entender, meu muito obrigado de coração.

Ao “professor” Carlos Henrique (Tatu), que não foi somente professor, mas um pai e um amigo, sou imensamente grato por tudo que fez por mim, desde dar carona para o laboratório e me acompanhar até o hospital quando estava doente, agradeço todo conhecimento passado durante esses anos, pelos momentos descontrações e pelos momentos que lhe fiz raiva (risos). Quero também agradecer ao Sr. Chico, que não tenho palavras para descrever o quanto sou grato por tudo em que me ajudou, és uma pessoa maravilhosa e foi muito importante nessa minha trajetória. A Maiza Ramos, pela amizade, preocupação e pelos momentos de alegrias que

vivemos nas festinhas da vida (risos). Enfim quero agradecer aos colaboradores do LMM (seu Alê, Jack, Aninha, Lucas, João e Felipe), que contribuíram de forma direta e indiretamente para o desenvolvimento do trabalho e me ajudaram no momento que mais precisei quando estava sem bolsa, meu muito obrigado mesmo, não tenho palavras pra descrever o quanto sou grato pelo carinho que recebi de todos.

A professora Simone, pela paciência, coorientação, por todo conhecimento passado e pelos momentos em que eu estava fragilizado desabafando, me acolheu e assumiu também o papel de mãe e conselheira, serei sempre imensamente agradecido.

Ao meu amigo Henrique Chaves, por cruzar o meu caminho e estar comigo nessa caminhada, por acreditar em mim, incentivar e por mostrar o verdadeiro sentido de amizade, passando horas conversando comigo, quando em pleno isolamento social me sentia sozinho e se deslocar de São Luís até Florianópolis para me visitar.

Aos meus amigos Nathan, Thalison, Celsiane e Zeliane que a UEMA me presenteou, pelo companheirismo e momentos ótimos em ligações via aplicativo me incentivando sempre.

As minhas amigas Uclédia, Rafa e Laila que a vida me deu, pelo acolhimento que só eu e vocês sabemos o quanto foi árduo, serei eternamente grato pela amizade de vocês.

Também quero agradecer pela concessão da bolsa e fomentos para execução dos estudos, pois o presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior - Brasil (CAPES) – Código de Financiamento 001.

Enfim a todos que contribuíram de forma direta e indiretamente, meu muitíssimo obrigado.

"A melhor herança que os pais podem deixar aos filhos   a educao, mesmo que eles não a tenham." (Antonio de Pádua Elias de Sousa)

RESUMO

A alimentação adequada é um fator essencial no processo de produção de sementes em laboratório. O objetivo do presente estudo foi avaliar o efeito da dieta com diferentes concentrações de microalgas na fase de assentamento e metamorfose de larvas pedivéliger e de pré-sementes da ostra *C. gigas* em laboratório. Foram testadas dietas com microalgas nas concentrações de 8, 12 e 16 x 10⁴ células mL⁻¹, na fase de assentamento larval, sobre a taxa de metamorfose, crescimento, rendimento e sobrevivência de larvas pediveliger e pré-sementes por 7 dias, com avaliação dos parâmetros ao final do estudo. Também avaliou dietas com microalgas nas concentrações de 8, 16, 24 e 32 x 10⁴ células mL⁻¹ e um controle sem alimentação no crescimento, rendimento e sobrevivência nas fases de cultivo de pré-sementes iniciais (*early spat*) e de pré-sementes desenvolvidas (*late spat*), por um período de 14 e 21 dias, respectivamente, com avaliação dos parâmetros a cada 7 dias. A dieta foi composta pelas microalgas *Isochrysis galbana* (30%) e *Chaetoceros muelleri* (70%). A temperatura, o pH e a salinidade da água foram aferidos diariamente após a troca total de água. Na fase de metamorfose, os resultados não demonstraram diferenças significativas em relação as dietas testadas para a taxa de metamorfose larval e sobrevivência, porém houve diferenças entre os tratamentos para o crescimento e rendimento de sementes. Na fase de cultivo de pré-sementes iniciais (*early spat*) e pré-sementes desenvolvidas (*late spat*) as concentrações testadas não apresentaram diferenças entre si para a sobrevivência, no entanto, apresentaram diferenças em relação ao crescimento e rendimento dos animais. Os resultados demonstram que a concentração de microalgas ofertadas nas dietas, é um fator essencial na produção de sementes de *C. gigas* em laboratório. Concluiu-se que na fase de assentamento e metamorfose larval, dietas com microalgas ofertadas nas concentrações de 12 e 16 x 10⁴ células mL⁻¹, proporcionam altas taxas de metamorfose larval e rendimento de sementes, e nas fases de cultivo de pré-sementes dietas com microalgas nas concentrações de 32 e 24 x 10⁴ células mL⁻¹ otimizam o tempo de cultivo com altos rendimentos de sementes de *C. gigas* em laboratório. Considerando somente a sobrevivência, constatou-se que não há vantagem no fornecimento de uma dieta com concentração de microalgas acima de 8 x 10⁴ células mL⁻¹ em todas as fases de cultivo da ostra *C. gigas*.

Palavras-chave: Aquicultura. Alimentação. Metamorfose. Molusco Bivalves. Rendimento.

ABSTRACT

Proper nutrition is an essential factor for oyster seed production in hatcheries. The objective of the present study was to evaluate the effect of diet at different concentrations of microalgae on the settlement phase and metamorphosis of veliger larvae and spats of *C. gigas* in laboratory. Microalgae diets concentration at 8, 12 and 16 x 10⁴ cells ml⁻¹ were tested at the larval settlement phase to evaluate metamorphosis rate, growth, yield and survival of larvae pediveliger and pre-seeds after 7 days of cultivation. Settled oysters were fed with microalgae at concentrations of 8, 16, 24 and 32 x 10⁴ cells ml⁻¹ along with an unfed treatment to evaluate growth, yield and survival rates in the Early Spat (Early Spat) and Developed (Late Spat) cultivation phases, for a period of 14 and 21 days, respectively, with evaluation of the parameters every 7 days. The diet consisted of *Isochrysis galbana* (30%) and *Chaetoceros muelleri* (70%). Temperature, pH and salinity of water were measured daily after total water exchange. At the metamorphosis phase, the results showed no significant differences in relation to diets tested for the larval metamorphosis rate and survival, but there were differences between treatments for seed growth and performance. In the Early Spat and Late Spat cultivation phase, the tested concentrations showed differences only in the growth and yield of oysters. The results show the concentration of microalgae offered in the diets is an essential factor in the production of *C. gigas* seeds in the laboratory. It was concluded at the larval settlement and metamorphosis phase, diets at concentrations of 12 and 16 x 10⁴ cells ml⁻¹ provide high rates of larval metamorphosis and seed yields, and, at the Early Spat and Late Spat cultivation phase, diets at concentrations of 32 and 24 x 10⁴ cells ml⁻¹ optimize cultivation time with high yields of *C. gigas* in laboratory. As for survival rate, a minimal concentration of diet above 8 x 10⁴ cells ml⁻¹ is capable of maintaining the highest rates at all *C. gigas* cultivation phases.

Keywords: Aquaculture. Feeding. Metamorphosis. Bivalve mollusc. Yield.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Ciclo de vida da ostra <i>Crassostrea sp</i> : 1) Clivagem dos ovos; 2) Larva “D”; 3) Larva Véliger; 4) Larva Pediveliger; 5) Pré-semente ou semente.	17
Figura 2. A) Larva olhada (mancha ocelar) ou pediveliger (presença do pé); B) larva assentada (perda do velum) e metamorfoseada (semente).	21
Figura 3. Esquema das medias das malhas utilizadas no peneiramento das larvas e pré-sementes. As medidas foram determinadas a partir de razões trigonométricas (diagonal, lado 1 e lado 2) com auxílio de um microscópio (ZEIS - AXIOLAB 5) e de uma lupa (Dino Lite - AM-423x). A diagonal foi a medida utilizada para determinar a abertura da malha usada nas peneiras.	28
Figura 4. Estudos avaliando as dietas em diferentes fases de cultivo da ostra <i>C. gigas</i>	29
Figura 5. Altura (μm) e comprimento (μm) da concha de pré-sementes de <i>C. gigas</i> , submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas na fase de metamorfose.	32
Figura 6. Altura (mm) e comprimento (mm) da concha de sementes de <i>C. gigas</i> , após 7 (A) e 14 (B) dias de cultivo, submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas na fase de cultivo de pré-sementes (<i>early spat</i>).....	33
Figura 7. Altura (mm) e comprimento (mm) de concha de sementes de <i>C. gigas</i> após 7 (A), 14 (B) e 21 (C) dias de cultivo submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas na fase de cultivo de pré-sementes (<i>late spat</i>).....	34
Figura 8. Rendimento de sementes de <i>C. gigas</i> após 7 dias de cultivo submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas na fase de metamorfose.	35
Figura 9. Rendimento de sementes de <i>C. gigas</i> após 7 (A) e 14 (B) dias de cultivo submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas na fase de cultivo de pré-sementes (<i>early spat</i>).	36
Figura 10. Rendimento de sementes de <i>C. gigas</i> após 7 (A), 14 (B) e 21 (C) dias de cultivo submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas na fase de cultivo de pré-sementes (<i>late spat</i>).	37
Figura 11. Proporção de sementes de <i>C. gigas</i> por peneira após 7 (A) e 14 (B) dias de cultivo submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas na fase de cultivo de pré-sementes (<i>early spat</i>).	38
Figura 12. Proporção de sementes de <i>C. gigas</i> por peneira após 14 (A) e 21 (B) dias de cultivo submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas na fase de cultivo de pré-sementes (<i>late spat</i>).	39

Figura 13. Sobrevivência de sementes de *Crassostrea gigas* na fase de cultivo de pré-sementes (*early spat*) com altura de concha média inicial de $0,657 \pm 0,05$ mm (A) e na fase de cultivo de pré-sementes (*late spat*) com altura de concha média inicial de $0,830 \pm 0,12$ mm (B) submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas e sem alimentação. 40

LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Dias de cultivo até o peneiramento, abertura diagonal (μm) das malhas utilizadas no peneiramento das larvas/sementes e abertura de malhas para rendimento de sementes em cada fase de cultivo.	30
Tabela 2. Média ($\pm\text{DP}$) da temperatura ($^{\circ}\text{C}$), pH e salinidade da água durante o cultivo.	41

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO	14
1.1	MALACOCULTURA.....	14
1.2	A OSTRAS <i>Crassostrea gigas</i>	15
1.3	CICLO DE VIDA E REPRODUTIVO DA OSTRAS <i>Crassostrea gigas</i>	16
1.4	OBTENÇÃO DE SEMENTES	18
1.5	PRODUÇÃO DE SEMENTES EM LABORATÓRIO	19
1.6	ASSENTAMENTO E METAMORFOSE	20
1.7	ASSENTAMENTO E METAMORFOSE EM LABORATÓRIO	21
1.8	EFEITO DA ALIMENTAÇÃO NO ASSENTAMENTO	22
1.9	DIETAS NA ALIMENTAÇÃO DE SEMENTES EM LABORATÓRIO	23
1.10	OBJETIVOS.....	25
1.10.1	Objetivo Geral	25
1.10.2	Objetivos Específicos.....	25
2	ARTIGO CIENTÍFICO	26
2.1	INTRODUÇÃO.....	26
2.2	MATERIAL E MÉTODOS.....	28
2.2.1	Análise estatística	31
3	RESULTADOS	32
4	DISCUSSÃO.....	41
5	CONCLUSÃO.....	45
	REFERÊNCIAS	45
	REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS INTRODUÇÃO GERAL	50

1 INTRODUÇÃO

1.1 MALACOCULTURA

A aquicultura continua crescendo consideravelmente mais rápido que outros setores da produção alimentícia (FAO, 2022), sendo considerada, na atualidade, como a principal alternativa para expandir a oferta global de pescado, tornando-a uma importante fonte de produção de alimento cada vez mais necessária devido à demanda e crescimento populacional ascendente. Além de garantir a qualidade do produto, a aquicultura mantém algumas questões de segurança alimentar e saúde pública que são especialidades desse setor (FAO, 2022).

Os moluscos bivalves estão entre os grupos de organismos cultivados mais importantes do mundo. Em 2020, ocupavam a segunda posição no ranking da produção mundial da aquicultura, excluindo o grupo de plantas aquáticas, com 17,7 milhões de toneladas produzidas (movimentando USD 29.8 bilhões), representando aproximadamente 14,5% da produção mundial da aquicultura (FAO, 2022). As ostras do gênero *Crassostrea* possuem uma elevada importância econômica entre os moluscos bivalves, com uma produção aproximada de 6.060,6 milhões de toneladas por ano, representando 34,1% da produção mundial de moluscos (FAO, 2022).

Ao longo dos anos, o cultivo de moluscos bivalves vem crescendo consideravelmente, sendo praticada em várias regiões do litoral brasileiro (ANTONIO *et al.*, 2019). Seu desenvolvimento é extremamente importante para as comunidades pesqueiras, uma vez que o extrativismo de moluscos bivalves é uma importante atividade econômica em várias comunidades costeiras (MONTELES *et al.*, 2009), em especial para subsistência de várias famílias ribeirinhas (PEREIRA *et al.*, 2007). O cultivo de moluscos se mostra uma ótima alternativa para geração de renda, de baixo custo na sua implantação e manutenção, com um retorno financeiro rápido (FERREIRA; MAGALHÃES, 1995; GUO, 2009).

No Brasil, a produção de moluscos foi cerca de 14.298 toneladas em 2020 (IBGE, 2021). Das regiões brasileiras, o Sul apresentou a maior produção, com cerca de 14.006 toneladas produzidas, o Sudeste obteve uma produção de 111,020 toneladas e as regiões Norte e Nordeste com uma produção de 131,670 toneladas e 48,980 toneladas, respectivamente (IBGE, 2021). Baseando-se nos dados de produção nacional, essa produção é representada basicamente pelo cultivo de bivalves, sendo os mais cultivados o mexilhão *Perna perna*, seguido da ostra *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1793), da ostra nativa *Crassostrea gasar* (Adanson, 1757) e da vieira *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) (IBGE, 2021).

Diante deste cenário, há anos o estado de Santa Catarina lidera a produtividade desse setor no Brasil, especificamente no cultivo de mexilhão e ostras (MELO *et al.*, 2010). Em 2020, a produção do Estado foi cerca de 13.830,8 toneladas, representando 96,7% da produção de bivalves cultivados do país (IBGE, 2021), e posicionando-se entre os principais produtores de moluscos da América Latina (FERREIRA; NETO, 2007; JACOMEL; CAMPOS, 2014; MANZONI, 2005), ficando atrás apenas do Chile (maior produtor), que apresenta uma produção anual acima de 300.000 toneladas (FAO, 2022).

1.2 A OSTRAS *Crassostrea gigas*

As ostras são moluscos bivalves integrantes da grande família Ostreidae, a qual apresenta uma grande variedade de espécies, constituída pelos gêneros *Crassostrea*, *Alectryonella*, *Dendostrea*, *Lopha*, *Nicaiolopha*, *Anomiotrea*, *Ostrea*, *Booneostrea*, *Planostrea*, *Pustulostrea*, *Saccostrea*, *Striostrea* (GUO *et al.*, 2018). São indivíduos resistentes e tolerantes a grandes variações ambientais, permitindo sua proliferação em ecossistemas tanto salobros quanto salinos, apresentando uma ampla distribuição geográfica (AMARAL, 2010; BOSS, 1982; GUO *et al.*, 2015).

O gênero *Crassostrea* (Sacco, 1897) possui um total de 26 espécies (GUO *et al.*, 2018) e a maioria possui valor comercial, com papel importante na aquicultura (ABBOTT, 1974; BOTTA *et al.*, 2020; FAO, 2022; GARLOCK *et al.*, 2020; GUO, 2009). Os indivíduos do gênero *Crassostrea* tem a capacidade de sobreviver em diferentes ambientes, uma vez que são considerados euritêrmicos e eurialinos (ANGELL, 1986; QUAYLE, 1980).

Dentre essas espécies, está a *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1793), conhecida como ostra do Pacífico ou japonesa, sendo sua origem o leste asiático, sobretudo na Coreia, China e Japão (NIMPIS., 2012; PEREIRA; HENRIQUES; FAGUNDES, 1998). No entanto, por se adaptar facilmente a grandes variações ambientais, apresentar rápido crescimento e maior rendimento de carne, foi introduzida em vários países da América, Europa, África e Oceania, essencialmente para fins da aquicultura, ganhando espaço global e se tornando uma das espécies de ostra mais cultivada mundialmente (AKABOSHI; PEREIRA; SINQUE, 1983; BUESTEL *et al.*, 2009; FAO, 2022; GRIZE; HÉRA, 1991; MIOSSEC; DEUFF; GOULLETQUER, 2009; WIJSMAN *et al.*, 2019).

No Brasil, a *C. gigas* foi introduzida entre as décadas de 70, de forma experimental, quase que acontecendo ao mesmo tempo em diversos Estados, sem o estabelecimento de um programa nacional de desenvolvimento de cultivo de moluscos ou algo semelhante. Esses trabalhos tiveram início especificamente no ano de 1974, quando o Instituto de Pesquisa da

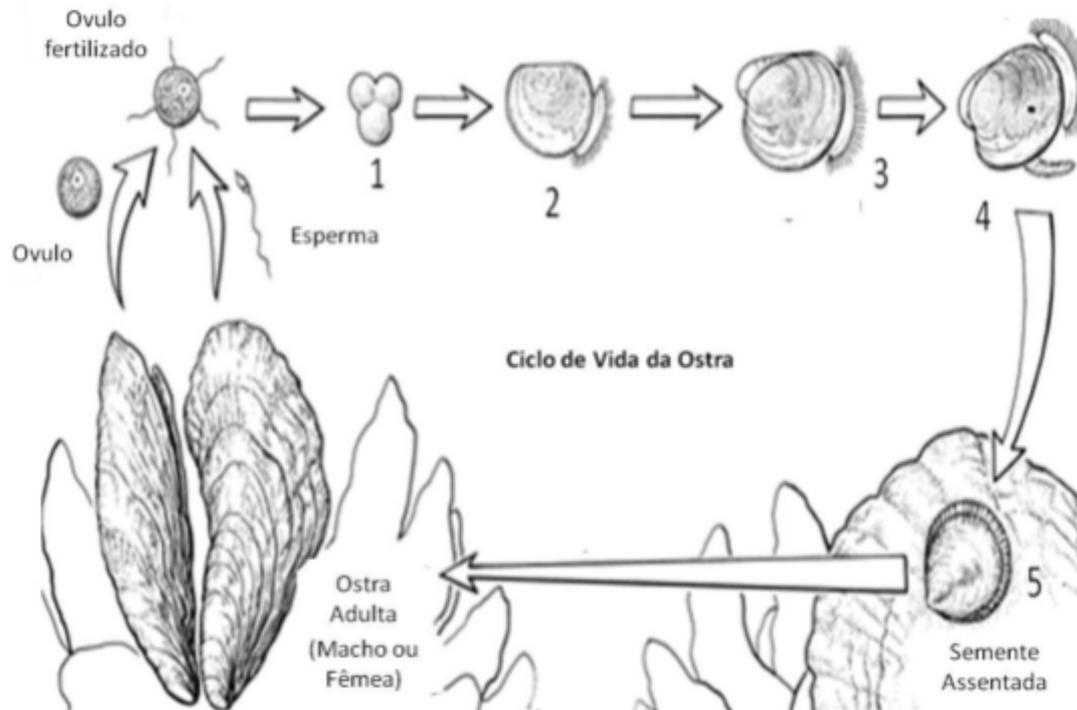
Marinha de Cabo Frio - RJ, importou ostras da Grã-Bretanha para realização dos cultivos experimentais (MANZONI; SCHMITT, 2006; MELO *et al.*, 2010). Em 1975, também foram iniciados experimentos para crescimento, com ostras importadas do Japão pelo Instituto de Pesquisa da Marinha em Cananéia no estado de São Paulo (AKABOSHI, 1979; AKABOSHI; PEREIRA; SINQUE, 1983). No Nordeste os cultivos experimentais foram realizados no ano de 1981, através do Instituto de Pesquisa de Biologia da Bahia (MELO *et al.*, 2010; RAMOS, 1986). Em Santa Catarina os estudos com *C. gigas* iniciaram no final dos anos 80 (MARTINELLO, 1992), com sementes trazidas do Rio de Janeiro.

A introdução da *C. gigas* para o estabelecimento da aquicultura na América do Sul, especificamente na Argentina e no Brasil, a atividade foi abandonada rapidamente (MIOSSEC; DEUFF; GOULLETQUER, 2009), exceto no Estado de Santa Catarina, em que os resultados foram satisfatórios, visto que os indivíduos conseguiram obter um bom desempenho zootécnico (POLI, 1993) e foram incentivadores para a reprodução desse bivalve em condições laboratoriais no Estado (MANZONI; SCHMITT, 2006). Atualmente, a produção de ostras é contínua e dependente, para a espécie *C. gigas*, exclusivamente de sementes produzidas em Laboratório, assim mantendo o estado de Santa Catarina como principal produtor de ostras do Brasil (MELO *et al.*, 2010).

1.3 CICLO DE VIDA E REPRODUTIVO DA OSTRA *Crassostrea gigas*

Assim como em outros bivalves, o ciclo de vida das ostras compreende a fase planctônica (desenvolvimento embrionário e larval) e fase bentônica (juvenis e adultos) (BAYNE, 2017). Seu desenvolvimento ocorre a partir da fecundação externa, com liberação desses gametas na coluna d'água (MIOSSEC; DEUFF; GOULLETQUER, 2009). Cada ovo sofre clivagem apresentando os seguintes estágios: mórula, blástula, gástrula no período de 6 horas. Com 12 horas inicia seu desenvolvimento larval e são caracterizadas como larvas trocóforas, em que apresentam cílios que utilizam para varredura de alimentos e natação desordenada na coluna d'água. Após 18 ou 24 horas se desenvolvem para larvas "D", que se alimentam no seu primeiro dia desta fase e apresentam uma natação ordenada. Com 14 dias de vida, a larva apresenta o velum bem desenvolvido e um leve formato (que começa aparecer desde os 7 dias de vida) de concha, sendo denominada de véliger. Aos 17 dias de vida transitam para fase de larva olhada ou pediveliger, em que apresentam uma mancha ocelar e desenvolvem uma estrutura em formato de "pé", que servirá na procura de um substrato para assentar e posteriormente realizar a metamorfose, este ciclo dura em torno de 21 dias (Figura 1) (BAYNE, 2017-; FABIUUX, 2004; HELM; BOURNE, 2004; QUAYLE; NEWKIRK, 1989).

Figura 1. Ciclo de vida da ostra *Crassostrea sp.*: 1) Clivagem dos ovos; 2) Larva “D”; 3) Larva Véliger; 4) Larva Pediveliger; 5) Pré-semente ou semente.



Fonte: Simões, 2011.

São indivíduos bastante influenciadas por fatores internos e externos que envolve seu desenvolvimento larval, assentamento e metamorfose (CHRISTO *et al.*, 2013). Simulações de modelos, baseando-se nas relações entre fatores ambientais e bioquímicos, mostram que a temperatura, a salinidade e a qualidade de alimento, em condições desconfortáveis para *Crassostrea gigas*, prolongam o estágio larval, aumentam a vulnerabilidade para predação e, consequentemente, reduzem a sobrevivência dessas larvas (POWELL *et al.*, 2002).

Em laboratório, o desenvolvimento larval de *Crassostrea gigas* pode levar aproximadamente 21 dias quando cultivada em sistema estático (BREESE; MALOUF, 1975) ou 13 a 17 dias em sistema de recirculação (RAMOS *et al.*, 2021), encerrando quando a larva começa apresentar sinais (mancha ocelar) de “larva-olhada”, as quais estão prontas para o assentamento.

Ostras em geral, não apresentam complexidade quanto ao seu sistema reprodutor, que é caracterizado basicamente por folículos que são sobrepostos pelo tecido conjuntivo (GOSLING, 2003). Assim como as outras espécies do gênero *Crassostrea*, a ostra do Pacífico, *Crassostrea gigas*, é uma espécie dióica em sua maioria, com parte da sua população dos indivíduos masculinos, quando atingem sua maturação, podem ou não reverter sua gametogênese para o sexo feminino, podendo ser considerada também hermafrodita

protândrica, onde essas características condicionais de macho ou fêmea dependem de fatores como a disponibilidade de alimento no meio, temperatura, entre outros (HÉRAL; DESLOUS-PAOLI, 1991). A gametogênese dessa espécie, se inicia com temperatura em torno de 8°C (FABIOUX *et al.*, 2005), em salinidades entre 15 e 32, onde dificilmente irão finalizar esse processo em variações salinas mais altas e a eliminação de gametas (ou desova) ocorre em temperaturas acima de 20°C, podendo também ocorrer eventualmente em temperaturas entre 15 e 18°C. A espécie apresenta um nível de fecundidade alto, onde fêmeas entre 8 e 15 cm de comprimento, são capazes de produzirem entre 20 a 200 milhões oócitos em apenas um processo de eliminação de gametas (MIOSSEC; DEUFF; GOULLETQUER, 2009).

No Brasil, a desova dessa espécie ocorre especificamente no mês de novembro, final da estação primavera, também ocorrendo eliminação de gametas no mês de março, fim do verão, provavelmente em função da variação de temperatura (FERREIRA *et al.*, 2011), que nesse período varia entre 20 e 27°C nas áreas de cultivo (FERREIRA *et al.*, 2006). Logo, para obter sementes para cultivo no país de forma contínua ao longo do ano, é necessária sua produção em laboratório (FERREIRA *et al.*, 2011).

1.4 OBTENÇÃO DE SEMENTES

No caso da malacocultura, especificamente no cultivo de bivalves, uma das etapas fundamentais é a obtenção de sementes. Estas podem ser obtidas através da extração em estoques naturais, ou com captação utilizando coletores artificiais, que servem como substrato para o assentamento larval (CASTILHO-WESTPHAL; MAGNANI; OSTRENSKY, 2015; FUNO *et al.*, 2019). O êxito na obtenção de sementes, a partir do uso de coletores artificiais, é dependente de algumas condições como: o material utilizado, período de recrutamento da espécie, conhecimento do ciclo reprodutivo e dos locais de assentamento larval (GASPAR *et al.*, 2017). Outra forma de obtenção de sementes é a produção controlada em laboratório (*hatchery*), a partir de métodos de indução a reprodução de reprodutores (FERREIRA, *et al.*, 2011; HELM; BOURNE, 2004; LEGAT *et al.*, 2020).

No Brasil, a obtenção de sementes de ostras nativas e mexilhões é em sua maioria de forma artesanal, com utilização de coletores em ambiente natural (TURECK, 2010), isso se dá provavelmente devido a necessidade de recursos financeiros para implantação de incubatórios. Contudo, o método de obtenção de sementes em ambiente natural, no Brasil, não se aplica para a ostra *Crassostrea gigas*, por ser uma espécie exótica, e ainda que ocorra eliminação de gametas desses indivíduos em meio natural, não serão obtidas sementes em quantidade suficiente para fornecer ao setor de produção (FERREIRA *et al.*, 2011; GOSLING, 2003).

Nos últimos anos, mesmo com o crescimento no cultivo moluscos nas regiões Norte e Nordeste, o país vem apresentando um decréscimo na produção nacional de sementes desde sua maior produção em 2017, com cerca de 67.623 milheiros, em 2018 e 2019 ainda manteve sua produção em torno de 45.973 e 46.173 milheiros, respectivamente, em 2020 a produção foi de 26.486 milheiros de sementes, sendo a menor dos últimos anos (IBGE, 2021). Essa produção se refere tanto a sementes obtidas em ambiente natural através de coletores artificiais, como também as produzidas em laboratórios. A queda brusca recente na produção, provavelmente se deu pelo período pandêmico causado pelo novo corona vírus (SARS-COV-2), que afetou vários setores da aquicultura mundial (FAO, 2021).

1.5 PRODUÇÃO DE SEMENTES EM LABORATÓRIO

Os laboratórios de produção de sementes de moluscos, são fundamentais para o desenvolvimento da aquicultura, pois além de diminuir a super exploração dos estoques naturais, fornecem juvenis em grande escala e contribuem para o aumento dos níveis de produção de bivalves no mundo (REYNAGA-FRANCO *et al.*, 2020). Da mesma forma, por possibilitar a produção de diversas espécies, melhorias em relação a resistência a doenças, agilidade no crescimento e altos rendimentos, tornam cada vez mais necessário a instalação desses incubatórios (DÉGREMONT; GARCIA; ALLEN, 2015).

Os laboratórios de produção de sementes de moluscos bivalves, são basicamente compostos pelos seguintes setores: o de reprodução, que consiste no acondicionamento de reprodutores, para indução a desova e fertilização, o setor de produção de microalgas, para produzir o alimento desses organismos, a larvicultura e o setor de assentamento e pré-sementes (HELM; BOURNE, 2004; REYNAGA-FRANCO *et al.*, 2020). A produção em laboratório é uma atividade confiável, que garante o fornecimento de sementes aos produtores em qualquer época do ano, permite a criação de espécies exóticas, através do melhoramento genético de linhagens e assegura as características da espécie de interesse econômico a ser cultivada, visto que é mantida a particularidade de seus reprodutores (HELM; BOURNE, 2004; TURECK, 2010).

Porém, cada estabelecimento possui seus próprios procedimentos e protocolos para produção de moluscos bivalves (HELM; BOURNE, 2004). Os conhecimentos nas práticas dessa atividade em laboratórios, são extremamente importantes para o sucesso de uma produção. REYNAGA-FRANCO *et al.* (2020), relataram a dificuldade em obter informações a respeito de protocolos de produção de sementes de ostras em condições laboratoriais (*hatchery*),

pois em sua maioria, quem produz são propriedades privadas que mantêm em sigilo seus métodos de produção.

Os laboratórios que atuam com produção de bivalves no Brasil, a maioria atua na produção em pequena escala. Atualmente, o Laboratório de Moluscos Marinhos (LMM) da Universidade Federal de Santa Catarina, o Laboratório Santa'Ana e o Laboratório Blue Water Aquaculture (BWA), são os que produzem regularmente sementes de ostras *C. gigas* de forma comercial no Estado de Santa Catarina. Dos três, o LMM é responsável por fornecer a maior parte das sementes para os produtores, em 2021 forneceram cerca de 38.508.000 milhões de sementes da ostra *Crassostrea gigas* (LMM, 2021).

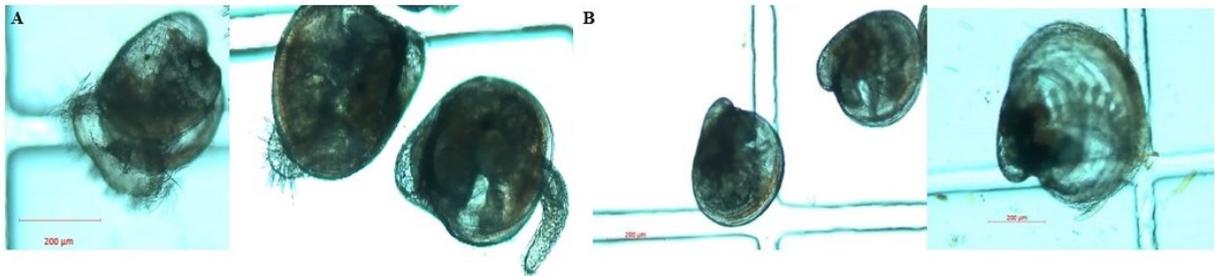
1.6 ASSENTAMENTO E METAMORFOSE

O assentamento de larvas de moluscos bivalves, é um processo que no meio ambiente acontece de forma natural, com influência de fatores físicos, químicos e biológicos, sendo possível ser realizado em laboratório com a utilização de indutores naturais e artificiais como hormônios e neurotransmissores (ABARCA *et al.*, 1994; RODRIGUEZ; OJEDA; INESTROSA, 1993) ou com a utilização de substratos para sua fixação, como por exemplo, o pó-de-concha para formar indivíduos simples (*single oysters*) (SILVEIRA *et al.*, 2011) ou conchas para formar aglomerados de ostras (*cluster*) (GASPAR *et al.*, 2017). O assentamento é a fase de transição, em que o indivíduo deixa de ter uma vida planctônica, assumindo uma forma de vida bentônica (GOSLING, 2003; RODRIGUEZ; OJEDA; INESTROSA, 1993).

Esse processo se inicia na fase pediveliger, com o surgimento de uma pigmentação fotossensível denominada de mancha ocelar (larva olhada) e formação de um pé extensível, estrutura que será utilizada na busca de um substrato para se assentar (primeira fase do assentamento) e sofrer metamorfose (segunda fase do assentamento) (HELM; BOURNE, 2004). Uma das características estruturais que os bivalves apresentam nesta fase é o desenvolvimento das brânquias, responsáveis pela respiração e captura do alimento (BARNES, 1977). Nessa etapa, quando a larva para de nadar e busca um substrato para se assentar, ela reduz seu esforço alimentar (BAKER; MANN, 1994). Os indivíduos sésseis da família Ostreidae, são bem específicos em relação aos substratos, com capacidade de se assentarem em diversos materiais e ainda adiar a metamorfose até encontrar o local apropriado (ALBUQUERQUE, 2010). Logo a ausência de um local viável e o adiamento do assentamento pode causar consequências negativas nos eventos pós-metamórficos (RODRIGUEZ; OJEDA; INESTROSA, 1993).

Beiras e Widdows (1995), afirmam que o assentamento de larvas de ostras competentes, é uma resposta comportamental irreversível, no qual o assentamento inclui a extensão de um “pé”, submersão ao substrato e encerrando esse processo com a cimentação no substrato. Os autores consideram a metamorfose como um processo morfogênico irreversível, que se baseia na perda do órgão de alimentação das larvas (o velum), formação de brânquias e desenvolvimento de conchas (prodisoconcha I e II) (Figura 2).

Figura 2. A) Larva olhada (mancha ocular) ou pediveliger (presença do pé); B) larva assentada (perda do velum) e metamorfoseada (semente).



Fonte: Produção do autor, 2022.

1.7 ASSENTAMENTO E METAMORFOSE EM LABORATÓRIO

Na produção de ostras individuais, a indução a metamorfose pode ser realizada utilizando pó-de-concha (BAKER; MANN, 1998; SILVEIRA *et al.*, 2011), ou compostos neuroativos (BEIRAS; WIDDOWS, 1995; COON; FITT; BONAR, 1990; SILVEIRA *et al.*, 2011). Existem inúmeros compostos neuroativos, como por exemplo, a dopamina (BEIRAS; WIDDOWS, 1995), l-dihidroxifenilalanina (BONAR *et al.*, 1990; FANG; LIN; FANG, 2001; GAO; LIU, 2006; TEH; ZULFIGAR; TAN, 2012), serotonina (BONAR *et al.*, 1990; FANG; LIN; FANG, 2001; GAO; LIU, 2006), epinefrina (BEIRAS; WIDDOWS, 1995; BONAR *et al.*, 1990; COON; FITT; BONAR, 1990; GAO; LIU, 2006; SILVEIRA *et al.*, 2011; TEH; ZULFIGAR; TAN, 2012), noradrenalina (BEIRAS; WIDDOWS, 1995) e ácido γ -aminobutírico – GABA (BEIRAS; WIDDOWS, 1995; BONAR *et al.*, 1990; GAO; LIU, 2006), além de íons de potássio (BEIRAS; WIDDOWS, 1995; RODRIGUEZ; OJEDA; INESTROSA, 1993), que são utilizados como estimulantes no assentamento de ostras e outros moluscos.

Dependendo da espécie, as larvas apresentam diferentes níveis de aceitação e peculiaridade em relação aos indutores no assentamento (MORSE, 1990). Para *C. gigas*, a epinefrina tem mostrado ser eficaz na indução ao assentamento em laboratório (BEIRAS; WIDDOWS, 1995; COON; FITT; BONAR, 1990). Beiras e Widdows (1995), estudando a capacidade dos neurotransmissores em diferentes concentrações e tempo de exposição no

assentamento de larvas de *C. gigas*, relatam a epinefrina como um indutor eficaz, na medida em que obtiveram 80% de indivíduos metamorfoseados em tempo rápido e sob baixas concentrações.

A fase de assentamento e metamorfose de larvas de ostras em laboratório é de extrema importância na produção de sementes, pois é um momento crítico que está relacionado a grandes taxas de mortalidade (HELM; BOURNE, 2004). Alguns fatores que podem interferir na fase de assentamento e metamorfose são possíveis de serem monitorados em condições laboratoriais, como: presença de biofilme (RODRIGUEZ; OJEDA; INESTROSA, 1993), alimento (RICO-VILLA *et al.*, 2006), substrato (HIDU; HASKIN, 1971; QUAYLE; NEWKIRK, 1989), luminosidade (HIDU; HASKIN, 1971; QUAYLE; NEWKIRK, 1989), temperatura e salinidade (AREIAS, 2012; HIDU; HASKIN, 1971; QUAYLE; NEWKIRK, 1989).

Em laboratório, após a fase de metamorfose, as ostras, também chamadas de pré-sementes, inicia a fase de manutenção das sementes, sendo em geral inicialmente mantidas em sistema *downweller* e em seguida em sistemas *upweller* ou garrafas fluidizadas. No sistema *downweller* e *upweller* as sementes são mantidas em estruturas com malha inferior para retenção das sementes, sendo o fluxo de água descendente e ascendente respectivamente, como pode ser visto na descrição de Helm e Bourne (2004). Nos sistemas de *downweller* e *upweller* a circulação de água pode ser por *airlift*, que consiste na injeção de ar comprimido na água através de mangueiras de silicone na tubulação vertical de PVC, causando assim a elevação considerável da mesma, de forma que essa água irá percorrer por todo o sistema.

Destes sistemas, o mais comumente utilizado em laboratório de produção de moluscos bivalves, é o sistema *upweller*, pois é o sistema que se obtêm um rápido crescimento das pré-sementes e baixa taxa de mortalidade (WALLACE; WATERS; RIKARD, 2008). Outro sistema de produção de sementes, que vem crescendo e sendo bastante utilizado ultimamente nos processos de produção, é o sistema de leito fluidizado (garrafas fluidizadas) (MOURA; GAMA; CARDIM, 2011). Neste sistema de produção, as sementes ficam em suspensão constante, em altas densidades com alimentação controlada (CHIERIGHINI, 2016).

1.8 EFEITO DA ALIMENTAÇÃO NO ASSENTAMENTO

A alimentação é um fator importante na fase de assentamento e metamorfose. Alguns autores sugerem uma alteração da capacidade alimentar dos moluscos na fase de assentamento e metamorfose, entretanto essa capacidade alimentar ainda não está totalmente elucidada.

Bayne (1965) e Waller (1981), após avaliarem morfológicamente larvas de bivalves e indivíduos metamorfoseados, chegaram à conclusão de que essas larvas não são capazes de se alimentar durante o assentamento,. Nessa perspectiva, especula-se que durante o tempo de troca do velum e desenvolvimento de brânquias (que irão desenvolver sulcos alimentares), a alimentação desses indivíduos pode não ocorrer por vários dias (ELSTON, 1980; HICKMAN; GRUFFYDD, 1971; RODRIGUEZ *et al.*, 1990; SASTRY, 1962). Moran e Manahan (2004), observaram que as larvas de *C. gigas* se alimentam nesse período, mas podem resistir por vários dias na ausência de alimento, sobrevivendo através da utilização de reservas de energia endógenas; o mecanismo envolvido, entretanto, ainda é desconhecido.

Por outro lado, diversos trabalhos indicam que moluscos bivalves apresentam capacidade alimentar durante e pós-assentamento, mesmo sem o desenvolvimento branquial, através de cílios do pé ou estrutura tipo sonda, captando partículas de alimento por varredura e levando até a cavidade do manto (BAKER; MANN, 1994; BAYNE, 1971; CADDY, 1969; REID *et al.*, 1992). Baker e Man (1994), relatam que a ostra tem capacidade de se alimentar em todas as etapas de assentamento e metamorfose, portanto outros fatores, como a disponibilidade de oxigênio no meio, podem modular a frequência alimentar, e por consequência, as taxas de sobrevivência e rendimento desses organismos.

Uma alta taxa de sobrevivência de sementes em laboratório está diretamente relacionada à nutrição apropriada (MARTÍNEZ-FERNÁNDEZ; ACOSTA-SALMÓN; RANGEL-DÁVALOS, 2004). Dependendo da combinação de microalgas e sua concentração utilizada na dieta, podem garantir o sucesso na taxa de indivíduos assentados e metamorfoseados (RICO-VILLA *et al.*, 2006; ROBINSON, 1992). Porém, quando o alimento não é suficiente, as ostras podem até regredir quanto a sua condição energética (VÉLEZ; EPIFANIO, 1981).

1.9 DIETAS NA ALIMENTAÇÃO DE SEMENTES EM LABORATÓRIO

As microalgas possuem um valor nutricional substancial para todas as fases de vida dos bivalves, fornecendo energia e nutrientes necessários para seu desenvolvimento (LAING, 1991; SOUTHGATE, 2008). Segundo Laing (1989), as microalgas utilizadas na alimentação de moluscos bivalves, necessitam ter estrutura e tamanho celular adequados, para que sejam facilmente capturadas pelas brânquias na filtração alimentar, composição bioquímica que supri todas as exigências nutricionais do animal, fácil digestibilidade, baixo teor de toxicidade e que apresentem ótimas respostas de crescimento em seu cultivo.

Há uma grande variedade de espécies de microalgas marinhas (DERNER *et al.*, 2006), porém poucas espécies são utilizadas como alimento na produção de moluscos em laboratório, como as diatomáceas do gênero *Chaetoceros* e as flageladas do gênero *Isochrysis*.

As espécies do gênero *Isochrysis* sp. são microalgas flageladas unicelulares, de ecossistema marinho, pertencentes a Classe Prymnesiophyceae, Ordem Isochrysidales e Família Isocrysidaceae (PARKE, 1949). As espécies do gênero *Chaetoceros* sp. são diatomáceas unicelulares, habitam em águas marinhas, e são integrantes da Classe Bacillariophyceae, Ordem Centrales e Família Chaetoceraceae (EHRENBERG, 1844). Ambas se complementam nutricionalmente e são comumente utilizadas para fins da aquicultura, como fonte de alimento na produção de moluscos em laboratório, visto que são ricas em ácidos graxos poliinsaturados (ácido eicosapentaenóico – EPA e ácido docosahexaenóico – DHA) (DERNER *et al.*, 2006; LOURENÇO, 2006).

Os ácidos graxos eicosapentaenóico (EPA - 20:5 n-3) e docosahexaenóico (DHA - 22:6 n-3), são extremamente importantes no desenvolvimento de ostras, uma vez que há uma exigência por parte desses organismos, a presença de PUFAs em sua alimentação (TRIDER; CASTELL, 1980). Sühnel *et al.* (2012), salientam a importância dos ácidos graxos EPA e DHA na alimentação de reprodutores da vieira *Nodipecten nodosus*, onde a dieta suplementada com EPA, proporcionou maior taxa de sobrevivência das larvas e pré-sementes.

Na elaboração de dietas para bivalves, além de atentar para qualidade e composição bioquímica, deve-se, também, considerar o tamanho celular, pois algumas espécies possuem tamanhos que dificultam a ingestão e digestão pelos organismos (KNAUER; SOUTHGATE, 1999). Nos moluscos bivalves, determinada espécie de microalgas (com tamanho adequado) pode ser ingerida, porém, não irá ocorrer necessariamente a digestão da mesma (MARTÍNEZ-FERNÁNDEZ; ACOSTA-SALMÓN; RANGEL-DÁVALOS, 2004).

Dessa forma, dietas mistas de microalgas, apresentam melhores benefícios na produção de bivalves, quando comparadas com dietas monoalgais, pois, a combinação de espécies de diatomáceas e flagelados, de tamanho adequado e que se complementam nutricionalmente, irão melhorar a sobrevivência e crescimento de larvas e sementes (HELM; BOURNE, 2004).

Em estudos utilizando dietas mono específica e bio específica, Lagreze *et al.* (2015), mostraram que quanto maior a disponibilidade e variedade de espécies de microalgas na alimentação de larvas do moluscos de areia *Anomalocardia brasiliiana*, as exigências nutricionais serão melhor atendidas. Logo, a quantidade ou concentração em que essas

microalgas são ofertadas variam, pois cada laboratório possui seu próprio protocolo de alimentação em cada fase da produção de bivalves (COUTTEAU; SORGELLOOS, 1992).

Mediante o exposto, o presente estudo tem como objetivos entender o efeito da dieta no assentamento e metamorfose de larvas e no crescimento de pré-sementes da *C. gigas*. Assim, a partir desses conhecimentos gerados, pretende-se contribuir com o aprimoramento das técnicas de produção de sementes de *C. gigas* em condições de laboratório.

1.10 OBJETIVOS

1.10.1 Objetivo Geral

Avaliar o efeito da concentração de microalgas na sobrevivência, crescimento e rendimento de ostras do Pacífico *Crassostrea gigas*, durante o assentamento e metamorfose larval e na fase de juvenis.

1.10.2 Objetivos Específicos

- a) Determinar a taxa de metamorfose larval de ostras sob três concentrações de microalgas;
- b) Avaliar a sobrevivência, o crescimento e rendimento de larvas pediveliger sob três concentrações de microalgas, e de pré-sementes de ostras submetidas a dietas em cinco concentrações de microalgas.

2 ARTIGO CIENTÍFICO

Efeito da dieta no assentamento de larvas e no crescimento e sobrevivência de sementes de ostras *Crassostrea gigas*

Hugo Moreira Gomes; Simone Sühnel; Carlos Henrique Araujo de Miranda Gomes; Eliziane Silva; Francisco Carlos da Silva; Claudio Manoel Rodrigues de Melo

2.1 INTRODUÇÃO

A ostra do Pacífico, *Crassostrea gigas* (Thunberg 1793), foi introduzida em diversos países, especificamente para o desenvolvimento da aquicultura, por ser uma espécie de fácil adaptação a diferentes ambientes costeiros e de ótimo desempenho zootécnico (MIOSSEC; DEUFF; GOULLETQUER, 2009). Atualmente, é uma das espécies de ostras com importância significativa na produção mundial de moluscos bivalves (BOTTA *et al.*, 2020; FAO, 2022; GARLOCK *et al.*, 2020). Em 2020, representou 3,4% da produção mundial de moluscos, com uma produção de 610,3 mil toneladas (FAO, 2022).

No Brasil, o estado de Santa Catarina é o maior produtor de ostras. Em 2020 estimou-se que o Estado produziu aproximadamente 2.165,1 toneladas, sendo 98,3% desse montante representado pela produção da ostra *C. gigas* (EPAGRI, 2022), proveniente de sementes (formas jovens) oriundas da produção em laboratório. Dentre as etapas de produção de moluscos bivalves em condições laboratoriais, a fase de assentamento e metamorfose são de extrema importância, por tratarem de fases em que ocorrem uma alta taxa de mortalidade larval (HELM; BOURNE, 2004).

A alimentação é um fator primordial no momento do assentamento e metamorfose de moluscos bivalves (RICO-VILLA *et al.*, 2006). Segundo Rico-Villa *et al.* (2009), há três fases na capacidade de ingestão de alimento desses indivíduos durante o processo larval a metamorfose, sendo elas: mixotrófico com baixa e constante ingestão (de larva D-véliger até umbonada de 110 μm), exotrófico com crescimento significativo da ingestão (de larva umbonada a olhada de 300 μm) e metamorfose com redução da ingestão (larvas acima de 300 μm).

As microalgas são a principal fonte nutricional dos moluscos bivalves (CHENG *et al.*, 2020), sendo substanciais no fornecimento de ácidos graxos poliinsaturados (PUFAs), principalmente o eicosapentaenóico (EPA - 20:5 n-3) e docosahexaenóico (DHA - 22:6 n-3), para o desenvolvimento e bem estar desses organismos (GAO *et al.*, 2016; HOLDEN; PATTERSON, 1991; SÜHNEL *et al.*, 2012). Por possuírem níveis de EPA e DHA diferentes, a oferta de dietas com mais de duas espécies de microalgas é mais benéfica para o crescimento

de bivalves (CHENG *et al.*, 2020; HELM; BOURNE, 2004). Sabe-se também, que na produção de moluscos em laboratório, é necessária atenção no fornecimento de dietas com microalgas, pois sua qualidade, quantidade, concentração, tamanho celular, composição bioquímica, composição de aminoácidos e composição de vitaminas, são de extrema importância, visto que a ingestão e digestão das mesmas influenciará no crescimento e rendimento de sementes (MARTÍNEZ-FERNÁNDEZ; ACOSTA-SALMÓN; SOUTHGATE, 2006; RICO-VILLA *et al.*, 2006). Dentre as microalgas, as espécies *Isochrysis galbana* e *Chaetoceros muelleri*, estão entre as mais utilizadas na alimentação de bivalves (ENRIGHT *et al.*, 1986; LAING; MILLICAN, 1986; O'CONNOR; NELL; DIEMAR, 1992), devido a seus altos valores nutricionais (NAPOLITANO; ACKMAN; RATNAYAKE, 1990), que se mostram eficientes no desempenho zootécnico de moluscos bivalves (GALLEY *et al.*, 2010; NOBLE; BENKENDORFF; HARRIS, 2015).

Em função da importância nutricional das microalgas nas dietas de moluscos bivalves, frequentemente estudos vem sendo realizados avaliando a influência destas, na sobrevivência e desenvolvimento larval de *C. gigas* em laboratório (BROWN; ROBERT, 2002; PONIS *et al.*, 2008; THOMPSON; HARRISON, 1992), tendo em vista que é fundamental manter o bem-estar dos indivíduos para obtenção de altos rendimentos na produção. Porém, estudos avaliando a concentração de microalgas na fase de assentamento, metamorfose, bem como na fase de pré-sementes e sementes (juvenis) de *C. gigas* são escassos na literatura (RICO-VILLA *et al.*, 2006; RICO-VILLA; POUVREAU; ROBERT, 2009).

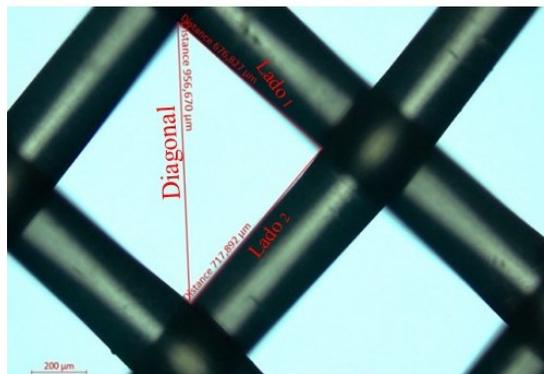
Além de outros fatores, a concentração de microalgas que compõem as dietas ofertadas na produção de bivalves, influencia diretamente no crescimento desses organismos (VELASCO; BARROS, 2008). Dessa forma, a utilização da concentração ideal, garante o sucesso da produção em condições laboratoriais, entretanto, sem esse conhecimento, ao administra-las de forma incorreta, pode-se interferir negativamente nas taxas de sobrevivência e crescimento dos animais (DOROUDI; SOUTHGATE, 2000).

Neste contexto, é necessária uma maior compressão sobre o efeito da dieta, na taxa de metamorfose, crescimento, sobrevivência e rendimento na fase de assentamento e metamorfose larval e na fase de pré-sementes e sementes (juvenis) da ostra *C. gigas*. Portanto, o presente estudo objetivou avaliar o efeito da dieta com diferentes concentrações de microalgas sobre a taxa de metamorfose, crescimento, rendimento e sobrevivência na fase de assentamento e metamorfose larval e de pré-sementes da ostra *C. gigas* em laboratório.

2.2 MATERIAL E MÉTODOS

Neste estudo, avaliou-se o efeito de dietas nas concentrações de 8 (C8), 12 (C12) e 16 (C16) x 10⁴ células mL⁻¹, na fase de assentamento e metamorfose larval, sobre a taxa de metamorfose, crescimento, rendimento e sobrevivência de larvas pediveliger e pré-ementes por 7 dias. Para indução à metamorfose, as larvas passaram por três banhos em epinefrina a cada 48 horas (solução 0,33 g L⁻¹ de água destilada, diluída na proporção 1:9 em água marinha filtrada; Silveira *et al.* (2011)). Também avaliou-se o efeito de dietas nas concentrações de 8 (C8), 16 (C16), 24 (C24) e 32 (C32) x 10⁴ células mL⁻¹ e um controle sem alimentação (SA) no crescimento, rendimento e sobrevivência de pré-ementes iniciais (*early spat*) com altura de concha média inicial de 0,657 ± 0,05 mm (retidas na peneira de malha diagonal de 510 µm, Figura 3) durante 14 dias e de pré-ementes desenvolvidas (*late spat*) com altura de concha média inicial de 0,830 ± 0,12 mm (retidas na peneira de malha diagonal de 700 µm, Figura 3) por um período de 21 dias (Figura 4). Para a realização do estudo em cada fase de cultivo, os indivíduos foram oriundos de lotes diferentes da produção de sementes de *C. gigas* do Laboratório de Moluscos Marinhos da Universidade Federal de Santa Catarina (LMM/UFSC).

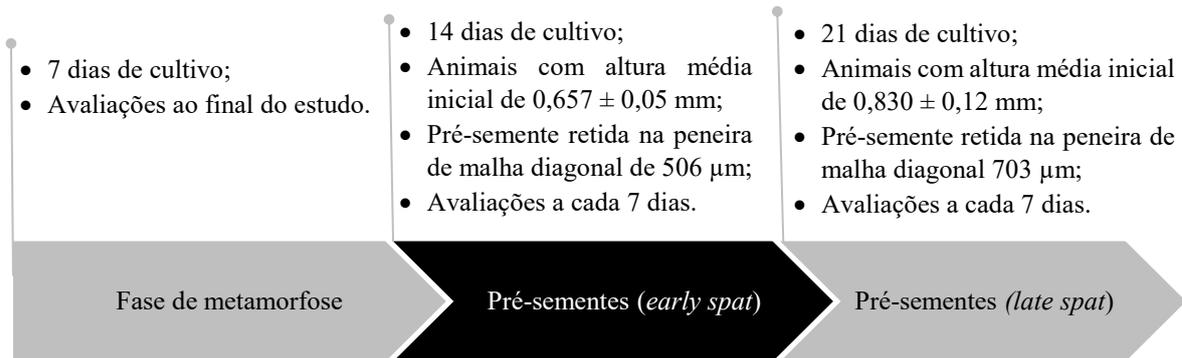
Figura 3. Esquema das medias das malhas utilizadas no peneiramento das larvas e pré-ementes. As medidas foram determinadas a partir de razões trigonométricas (diagonal, lado 1 e lado 2) com auxílio de um microscópio (ZEIS - AXIOLAB 5) e de uma lupa (Dino Lite - AM-423x). A diagonal foi a medida utilizada para determinar a abertura da malha usada nas peneiras.



Fonte: Produção do autor, 2022.

A dieta foi composta pelas microalgas *Isochrysis galbana* e *Chaetoceros muelleri*, nas proporções de 30% e 70%, respectivamente. As microalgas foram produzidas em sistema de cultivo semi-contínuo em bolsas de 100 L, utilizando meio de cultura Conway (1 mL L⁻¹). Os experimentos foram realizados em delineamento inteiramente ao acaso, com três tratamentos (C8, C12 e C16) e cinco repetições no estudo com larvas, e cinco tratamentos (C8, C16, C24, C32 e SA) com cinco repetições nos estudos com pré-ementes.

Figura 4. Estudos avaliando as dietas em diferentes fases de cultivo da ostra *C. gigas*.



As unidades experimentais (EUs), confeccionadas com tubo de PVC, possuíam diâmetro de 250 mm, altura de 240 mm e área (fundo) de $0,20 \text{ m}^2$, com fundo revestido com tela de malha de abertura na diagonal de $180 \mu\text{m}$. As EUs foram acondicionadas dentro de um balde plástico de 20 L para formar um sistema de *downwelling*.

Na fase de assentamento e metamorfose larval, cada UE foi povoada com aproximadamente 66.000 larvas pediveliger (1,48g). Na fase de cultivo de pré-sementes iniciais (*early spat*) com altura de concha média inicial de $0,657 \pm 0,05$ mm (pré-sementes retidas na peneira de malha diagonal de $510 \mu\text{m}$), cada UE foi povoada com aproximadamente 34.260 pré-sementes (3,6 mL) e na fase de cultivo de pré-sementes desenvolvidas (*late spat*) com altura de concha média inicial de $0,830 \pm 0,12$ mm (pré-sementes retidas na peneira de malha diagonal de $700 \mu\text{m}$), as UEs foram povoadas com aproximadamente 32.064 pré-sementes (4,8 mL).

O manejo diário das UEs consistiu na troca total de água, limpeza dos baldes com solução de limão Tahiti (*Citrus aurantifolia*; Carvalho *et al.*, 2013) e na remoção dos sedimentos e possíveis incrustantes das UEs, larvas e sementes através de jatos de água salgada de baixa pressão. As dietas de microalgas vivas (MV) foram ofertadas uma vez ao dia (pela manhã), após o manejo diário. A temperatura ($^{\circ}\text{C}$), o pH e a salinidade da água foram aferidos diariamente após a troca de água, com o uso de um pHmetro (pHmetro - AT355, Alfakit) e de um refratômetro (RHS-10ATC), respectivamente.

Os peneiramentos semanais das larvas e pré-sementes foram realizados utilizando peneiras com abertura de malha diagonal de 370, 510, 700, 970, 1560 e $2000 \mu\text{m}$, de acordo com a fase de cultivo e o tamanho das pré-sementes (Tabela 1).

Tabela 1. Dias de cultivo até o peneiramento, abertura diagonal (μm) das malhas utilizadas no peneiramento das larvas/pré-sementes e abertura de malhas para rendimento de pré-sementes em cada fase de cultivo.

Fase de cultivo	Dias de cultivo até o peneiramento	Malha diagonal das peneiras utilizadas para peneiramento das larvas/sementes (μm)	Rendimento
Assentamento e Metamorfose	7	370 e 510	Nº de pré-sementes retidas na malha de 510 μm
Pré-sementes iniciais (<i>early spat</i>) com altura média inicial de 0,657 \pm 0,05 mm)	7	510, 700, 970 e 1560	Nº de pré-sementes retidas na malha de 970 μm
	14	510, 700, 970 e 1560	
Pré-sementes desenvolvidas (<i>late spat</i>) com altura média inicial de 0,830 \pm 0,12 mm)	7	1560 e 2000	Nº de sementes retidas na malha de 2000 μm
	14	1560 e 2000	
	21	703, 966, 1562 e 1996	

Na fase de assentamento e metamorfose, a avaliação do efeito das dietas (C8, C12 e C16) sobre a taxa de metamorfose, crescimento, rendimento e sobrevivência de larvas pediveliger e sementes foram realizados aos 7 dias de cultivo. Na avaliação das dietas (C8, C12, C16, C32 e SA) em pré-sementes iniciais (*early spat*) com altura de concha média inicial de 0,657 \pm 0,05 mm (pré-sementes retidas na peneira de malha diagonal de 510 μm), calculou-se, aos 7 e 14 dias de cultivo, o crescimento médio, o rendimento e a sobrevivência média, e na fase de cultivo em pré-sementes desenvolvidas (*late spat*) com altura de concha média inicial de 0,830 \pm 0,12 mm (pré-sementes retidas na peneira de malha diagonal de 700 μm), os parâmetros de avaliação foram realizados aos 7, 14 e 21 dias de cultivo.

A taxa de metamorfose foi avaliada pelo número de sementes vivas retidas nas peneiras de 370 e 510 μm em relação ao número de larvas povoadas em cada UE. Para avaliação do crescimento, na fase de assentamento e metamorfose foi realizada a biometria de 450 indivíduos (150 exemplares por tratamento). E nas fases de cultivo de pré-sementes iniciais (*early spat*) e desenvolvidas (*late spat*) realizou-se a biometria de 1.786 e 2.280 pré-sementes, respectivamente, coletadas proporcionalmente nas peneiras de diferentes malhas utilizadas nos peneiramentos semanais. A altura e comprimento médio da concha (segundo Galtsoff, 1964) foram mensurados através do software de análise de imagem ZEN blue 3.2 e Dino capture 2.0.

Na fase de assentamento e metamorfose larval o rendimento foi calculado pelo total de pré-sementes retidas na peneira de 510 μm em relação número de larvas povoadas em cada

UE. Em pré-ementes iniciais (*early spat*) com altura de concha média inicial de $0,657 \pm 0,05$ mm (pré-ementes retidas na peneira de malha diagonal de 510 μm), o rendimento foi calculado pelo total de pré-ementes retidas na peneira de malha diagonal de 970 μm em relação número de larvas povoadas em cada UE, e na fase de cultivo em pré-ementes desenvolvidas (*late spat*) com altura de concha média inicial de $0,830 \pm 0,12$ mm (pré-ementes retidas na peneira de malha diagonal de 700 μm), calculou-se o rendimento pelo total de sementes retidas na peneira de malha diagonal de 2000 μm em relação número de larvas povoadas em cada UE.

Para calcular a sobrevivência (número médio de pré-ementes/ementes vivas no momento da avaliação – número de larvas/pré-ementes povoadas na UE) nas fases de cultivo, foram retiradas três amostras de sementes de volume seco de 200 μL de cada UE, onde foram quantificadas as pré-ementes/ementes vivas e calculada a média. Em todo o estudo foram quantificados cerca de 305.027 indivíduos de *C. gigas*. A contagem foi realizada em câmara de *sedgewick rafter* com auxílio de um microscópio óptico (ZEIS - AXIOLAB 5).

2.2.1 Análise estatística

Aplicou-se a análise de variância (ANOVA), para os dados de metamorfose, crescimento, rendimento e sobrevivência, posteriormente a normalidade e homoscedasticidade de variância dos erros foram analisados pelos testes de *Shapiro-Wilk* e *Bartlett*, respectivamente.

Quando as pressuposições para ANOVA foram atendidas e verificou-se diferenças significativas entre as dietas testadas, aplicou-se o teste paramétrico de *Tukey* para separação das médias. Enquanto as pressuposições de normalidade e homoscedasticidade de variância dos erros foram rejeitadas, os dados foram analisados usando o teste não-paramétrico de *Kruskal-Wallis*, seguido do teste de *Wilcoxon*.

Para as classes de tamanho das sementes, o teste não-paramétrico de qui-quadrado foi aplicado, avaliando a proporção do número total de sementes, com relação as malhas de diferentes tamanhos.

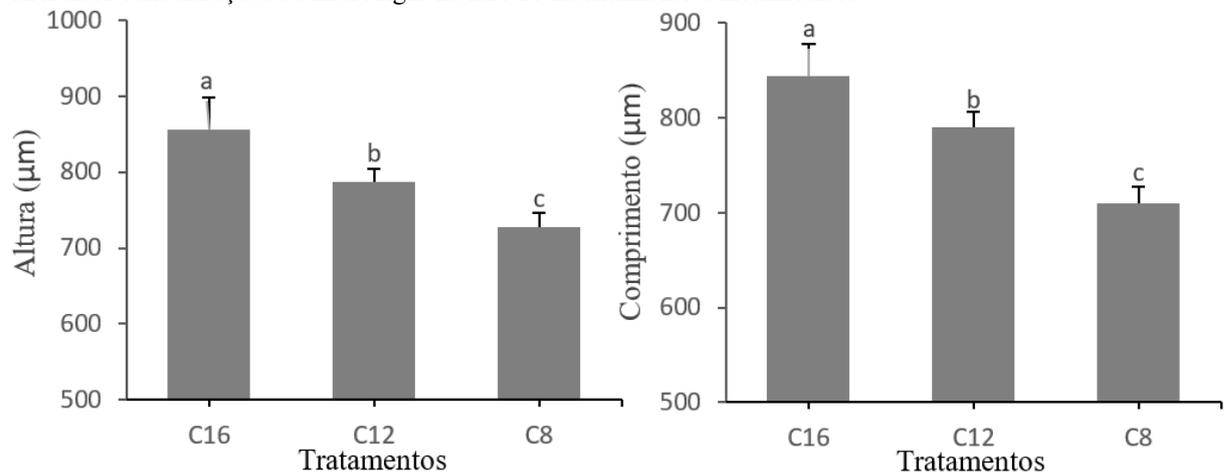
Em todos os casos utilizou-se um α de 5%. As análises estatísticas foram realizadas a partir do software RStudio® versão 3.6.1.

3 RESULTADOS

Taxa de metamorfose e crescimento

A taxa de metamorfose larval não diferiu entre os tratamentos, com taxas médias de $88 \pm 8,6\%$, $99,8 \pm 0,5\%$ e $97,4 \pm 3,1\%$ de larvas metamorfoseadas em C8, C12 e C16, respectivamente. Em relação ao crescimento, após 7 dias, a altura e comprimento da concha apresentaram diferenças significativas entre os tratamentos ($p < 0,05$), e as maiores medias de altura e comprimento foram obtidas nos tratamentos de maiores concentrações de microalgas (Figura 5).

Figura 5. Altura (μm) e comprimento (μm) da concha de pré-sementes de *C. gigas*, submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas na fase de assentamento e metamorfose.

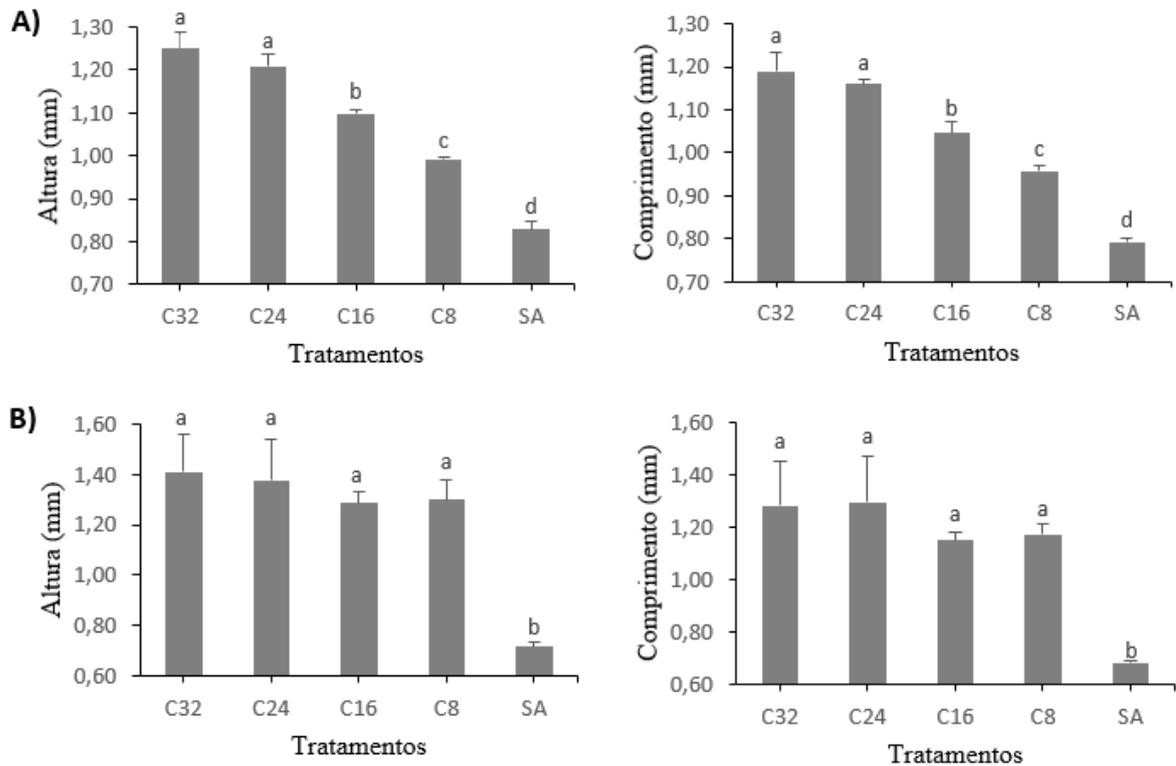


⁽¹⁾ Para cada parâmetro, letras diferentes indicam diferenças estatísticas através do teste de Tukey ($p < 0,05$).

Dietas testadas: C16) 16×10^4 células mL^{-1} ; C12) 12×10^4 células mL^{-1} C8) 8×10^4 células mL^{-1} . Todas as dietas foram compostas por 30% de *Isochrysis galbana* e 70% de *Chaetoceros muelleri*.

Na fase de cultivo de pré-sementes iniciais (*early spat*) com altura de concha média inicial de $0,657 \pm 0,05$ mm (pré-sementes retidas na peneira de malha diagonal de $510 \mu\text{m}$), após 7 dias de experimento, a altura e comprimento dos animais nos tratamentos C32 e C24 não diferiram entre si, sendo ambos significativamente ($p < 0,05$) maiores que os animais dos tratamentos C8, C16 e SA. A altura e o comprimento dos animais nos tratamentos C16, C8 e SA foram diferentes ($p < 0,05$) entre si (Figura 6). Após 14 dias, não foi observada diferença significativa na altura e comprimento dos animais nos diferentes tratamentos (C32, C24, C18 e C12), sendo estes parâmetros significativamente ($p < 0,05$) maiores que os animais do tratamento controle sem alimentação (SA) (Figura 6).

Figura 6. Altura (mm) e comprimento (mm) da concha de sementes de *C. gigas*, após 7 (A) e 14 (B) dias de cultivo, submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas na fase de cultivo de pré-sementes iniciais (*early spat*).



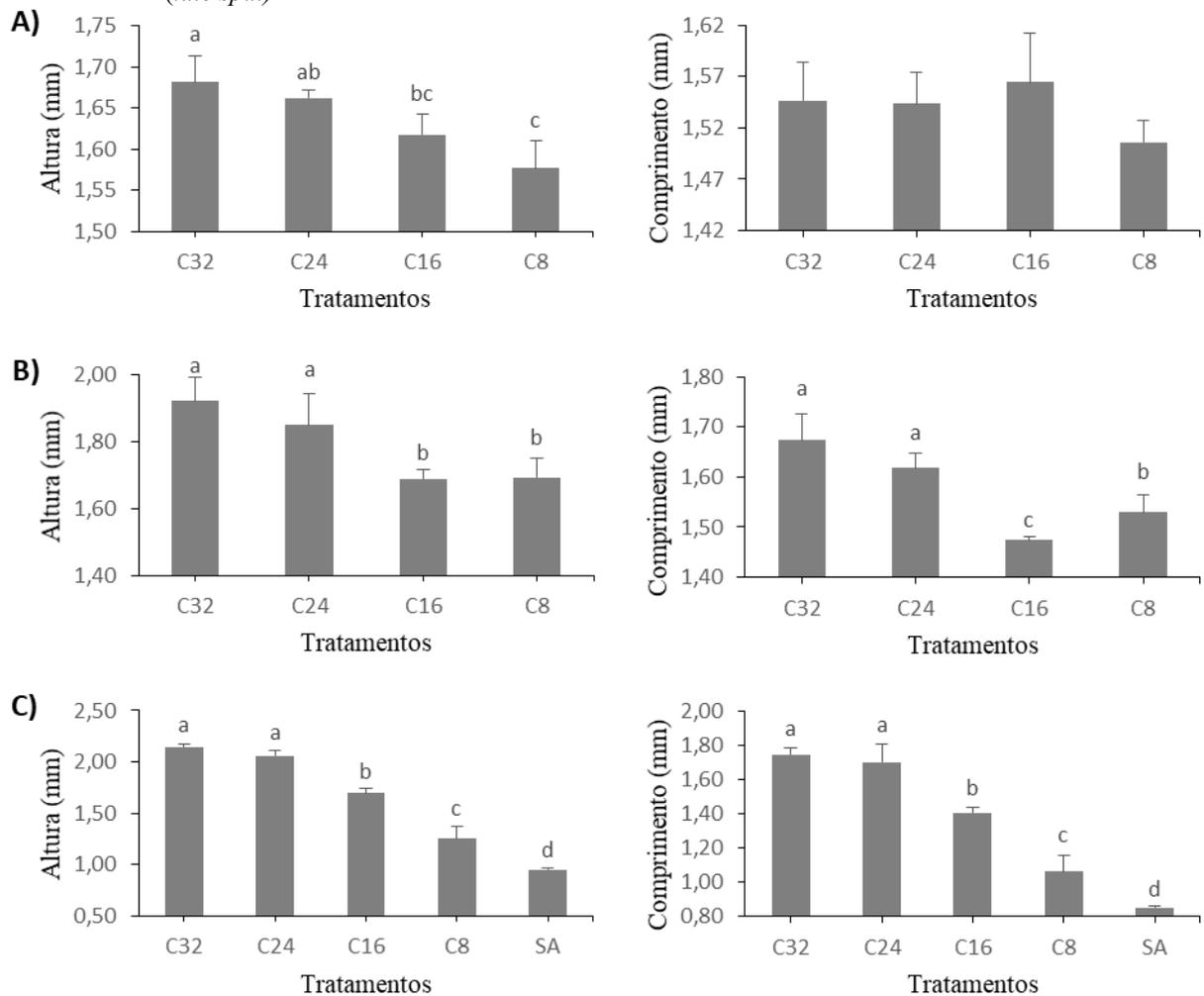
(¹) Para a altura após 7 dias, letras diferentes indicam diferenças estatísticas através do teste de Tukey ($p < 0,05$). Para o comprimento e altura após 7 e 14 dias, letras diferentes representam diferenças estatísticas pelo teste de Wilcoxon ($p < 0,05$).

Dietas avaliadas no estudo: C32) 32×10^4 células mL^{-1} ; C24) 24×10^4 células mL^{-1} ; C16) 16×10^4 células mL^{-1} ; C8) 8×10^4 células mL^{-1} ; SA) Sem alimentação. As dietas foram compostas por 30% de *Isochrysis galbana* e 70% de *Chaetoceros muelleri*.

Na fase de cultivo de pré-sementes desenvolvidas (*late spat*) com altura de concha média inicial de $0,830 \pm 0,12$ mm (pré-sementes retidas na peneira de malha diagonal de 700 μm), o crescimento após 7 dias cultivo, apresentou diferenças significativas ($p < 0,05$) somente em relação à altura dos indivíduos (Figura 7). Após 14 dias de cultivo, constatou-se diferenças significativas ($p < 0,05$) entre os tratamentos para altura e comprimento. A média de altura e comprimento dos animais submetidos a dietas nos tratamentos C32 e C24 não diferiram entre si, sendo as maiores médias observadas, diferenciando ($p < 0,05$) da altura e comprimentos dos animais nos tratamentos C8 e C16, que mostraram diferenças estatísticas ($p < 0,05$) entre si apenas em relação ao comprimento (Figura 7). Nestes dois períodos de análises (após 7 e 14 dias), não houve presença de indivíduos retidos nas peneiras de 1560 e 2000 μm no tratamento em que os animais não receberam alimentação (SA).

Após 21 dias de cultivo, a altura e comprimento de conchas dos animais submetidos aos tratamentos C32 e C24, diferenciaram ($p < 0,05$) daqueles observados nos animais alimentados nos tratamentos C8, C16 e sem alimentação (SA). Comparados entre si, constatou-se também diferenças estatísticas ($p < 0,05$) para as médias de altura e comprimento dos animais entre os tratamentos C8, C16 e sem alimentação (SA). Os animais alimentados com os tratamentos C32 e 24, foram os que apresentaram as maiores médias em altura e comprimento (Figura 7).

Figura 7. Altura (mm) e comprimento (mm) de concha de sementes de *C. gigas* após 7 (A), 14 (B) e 21 (C) dias de cultivo submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas na fase de cultivo de pré-sementes desenvolvidas (*late spat*).



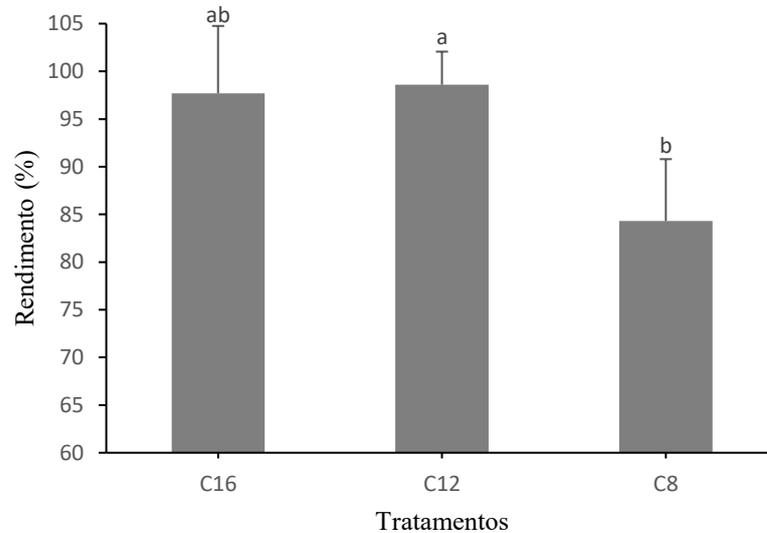
⁽¹⁾ Nos gráficos para a altura (A) após 7 dias e altura (B) após 14 dias, letras diferentes indicam diferenças estatísticas através do teste de Tukey ($p < 0,05$). Nos gráficos de altura (C) e comprimento (B e C) após 14 e 21 dias, letras diferentes representam diferenças estatísticas pelo teste de Wilcoxon ($p < 0,05$).

Dietas avaliadas no estudo: a) 32×10^4 células mL^{-1} ; b) 24×10^4 células mL^{-1} ; c) 16×10^4 células mL^{-1} ; d) 8×10^4 células mL^{-1} ; e) Sem alimentação. As dietas foram compostas por 30% de *Isochrysis galbana* e 70% de *Chaetoceros muelleri*.

Rendimento e classes de tamanho

Na fase de assentamento e metamorfose, houve diferenças estatísticas ($p < 0,05$) entre o rendimento dos animais alimentados com os tratamentos C12 e C8. Os tratamentos C16 e C12, apresentaram os maiores rendimentos, respectivamente, $97,7 \pm 7,06$ e $98,6 \pm 1,55\%$, seguido de C8 que apresentou o menor o rendimento de $84,3 \pm 8,67\%$ (Figura 8).

Figura 8. Rendimento de pré-sementes de *C. gigas* após 7 dias de cultivo submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas na fase de assentamento e metamorfose larval.



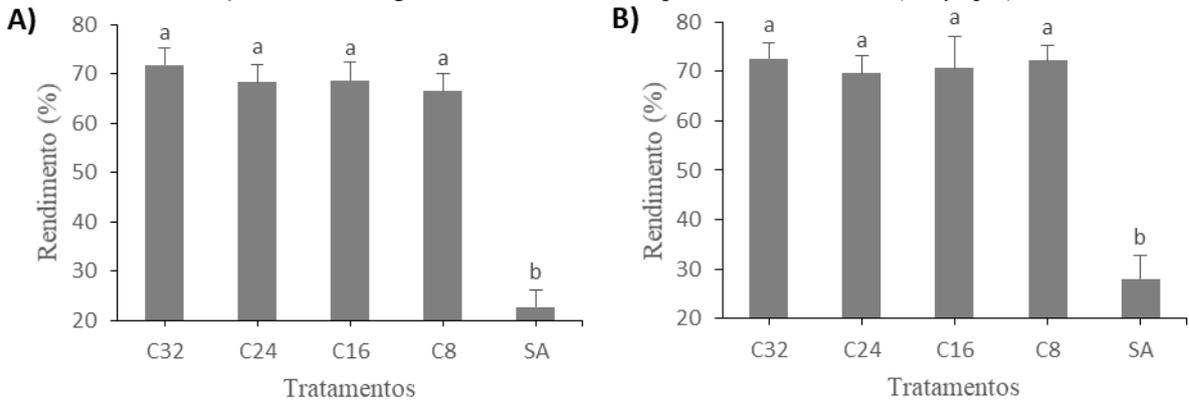
⁽¹⁾ Para o rendimento de pré-sementes retidas na peneira de 510 μm após 7 dias, letras diferentes representam diferenças estatísticas pelo teste de Wilcoxon ($p < 0,05$).

Dietas testadas: C16) 16×10^4 células mL^{-1} ; C12) 12×10^4 células mL^{-1} C8) 8×10^4 células mL^{-1} .

As dietas foram compostas por 30% de *Isochrysis galbana* e 70% de *Chaetoceros muelleri*.

O rendimento de pré-sementes na fase de cultivo de pré-sementes iniciais (*early spat*) com altura de concha média inicial de $0,657 \pm 0,05$ mm, após 7 ($72 \pm 3,37\%$, $69 \pm 3,6\%$, $68 \pm 3,6\%$ e $66 \pm 3,5\%$, respectivamente para C32, C24, C16 e C8) e 14 dias de cultivo ($73 \pm 3,6\%$, $70 \pm 3,9\%$, $71 \pm 7,3\%$ e $72 \pm 3,6\%$, respectivamente para C32, C24, C16 e C8), não diferiu entre os tratamentos com microalgas, sendo diferentes significativamente ($p < 0,05$) apenas quando comparados com o rendimento ($23 \pm 3,6\%$ e $28 \pm 5,1\%$, respectivamente aos 7 e 14 dias de cultivo) de pré-sementes do tratamento controle sem alimentação (Figura 9).

Figura 9. Rendimento de pré-sementes de *C. gigas* após 7 (A) e 14 (B) dias de cultivo submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas na fase de cultivo de pré-sementes iniciais (*early spat*).



(1) Para o rendimento de sementes retidas na peneira de 970 μm após 7 e 14 dias, letras diferentes indicam diferenças estatísticas através do teste de Tukey ($p < 0,05$).

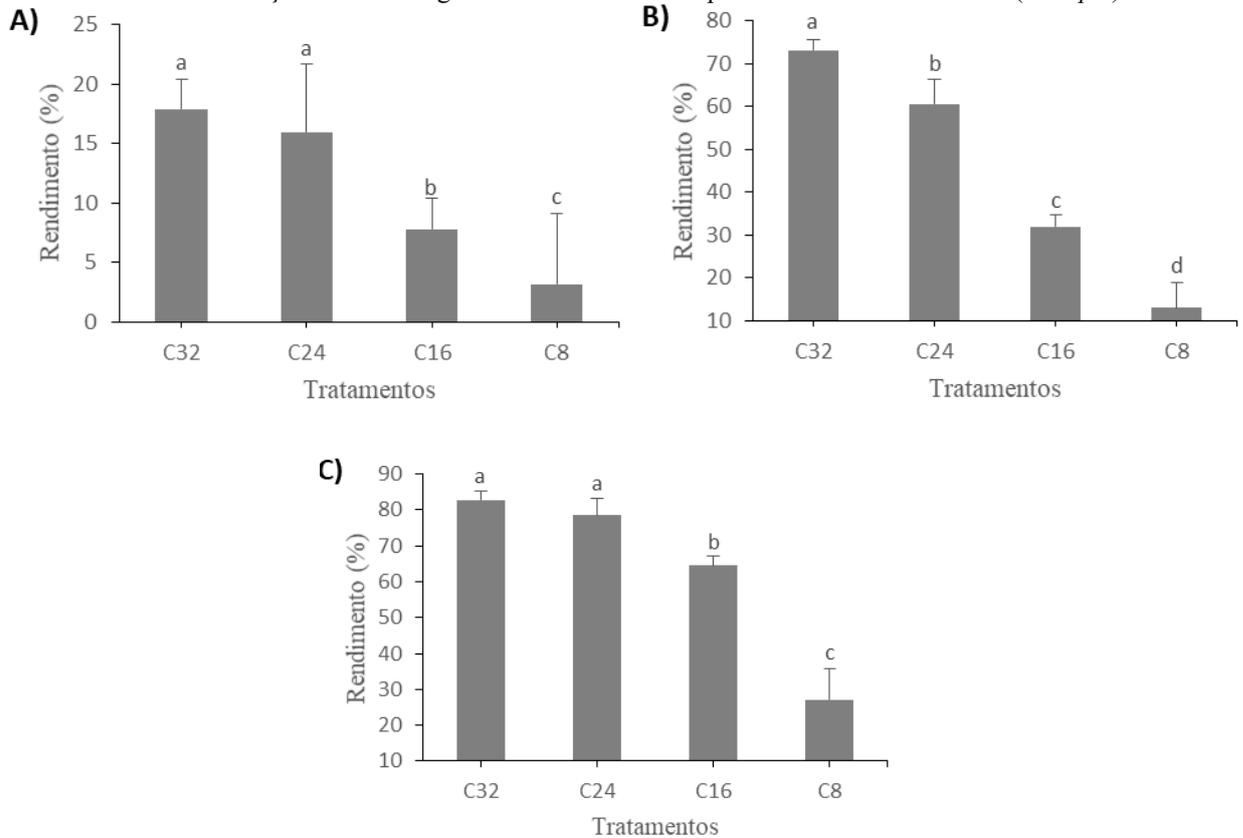
Dietas avaliadas no estudo: a) 32×10^4 células mL^{-1} ; b) 24×10^4 células mL^{-1} ; c) 16×10^4 células mL^{-1} ; d) 8×10^4 células mL^{-1} ; e) Sem alimentação. As dietas foram compostas por 30% de *Isochrysis galbana* e 70% de *Chaetoceros muelleri*.

Para o rendimento de sementes na fase de cultivo de pré-sementes desenvolvidas (*late spat*) com altura de concha média inicial de $0,830 \pm 0,12$ mm, com 7 dias de cultivo, não houve diferenças significativas entre os tratamentos C32 ($18 \pm 2,53\%$) e C24 ($16 \pm 5,69\%$), e apresentaram rendimentos significativamente ($p < 0,05$) maiores que os tratamentos C16 ($8 \pm 2,65\%$) e C8 ($3 \pm 5,91\%$), que diferiram ($p < 0,05$) entre si (Figura 10).

Após 14 dias de cultivo, o maior rendimento foi observado em C32 ($73 \pm 2,5\%$) que apresentou diferenças ($p < 0,05$) em relação aos outros tratamentos com dieta. Os tratamentos C24, C16 e C8 também diferenciaram ($p < 0,05$) entre si e obtiveram rendimentos de $60 \pm 5,7\%$, $32 \pm 2,6\%$ e $13 \pm 5,9\%$, respectivamente (Figura 10).

Ao final do estudo (21 dias de cultivo), não houve diferenças estatística para o rendimento de sementes entre os tratamento C32 ($83 \pm 2,4\%$) e C24 ($79 \pm 4,7\%$), sendo ambos diferentes ($p < 0,05$) dos tratamentos C16 ($65 \pm 2,7\%$) e C8 ($27 \pm 8,6\%$), que apresentaram diferenças ($p < 0,05$) entre si (Figura 10). Nesta fase de cultivo, os animais do tratamento que não receberam alimentação (SA) não apresentou quantidade de sementes retidas na peneira de $2000 \mu\text{m}$, logo não apresentou rendimento de sementes.

Figura 10. Rendimento de sementes de *C. gigas* após 7 (A), 14 (B) e 21 (C) dias de cultivo submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas na fase de cultivo de pré-sementes desenvolvidas (*late spat*).

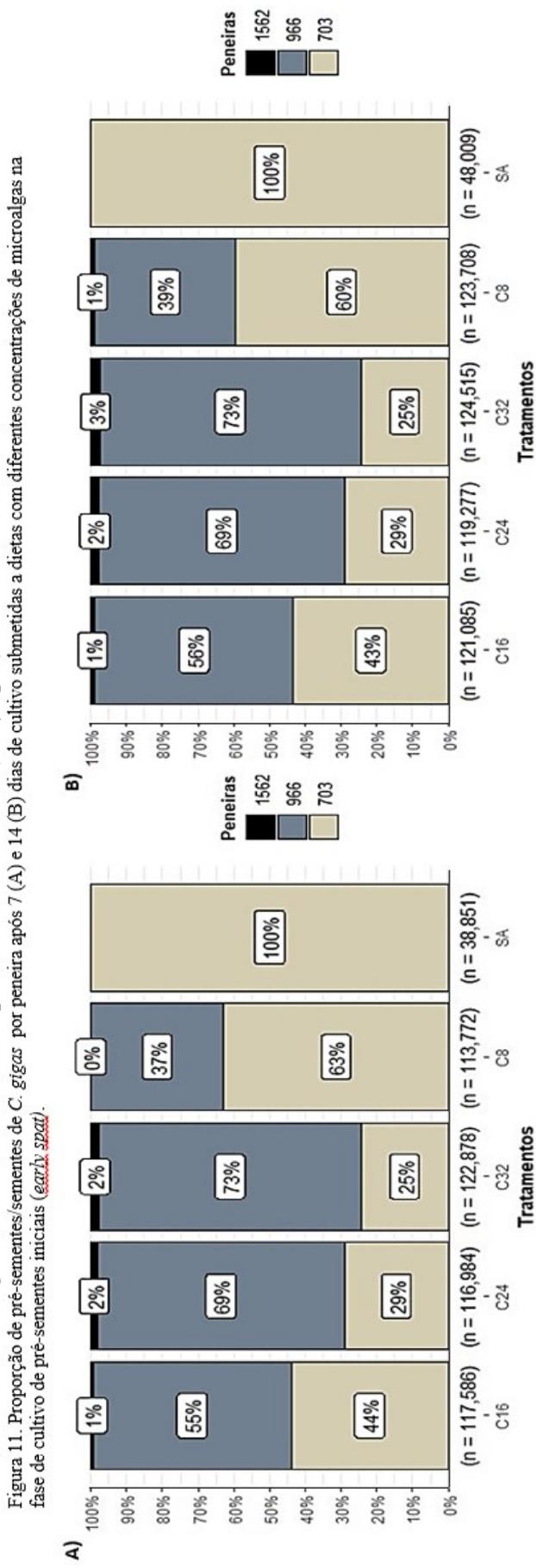


⁽¹⁾ Para o rendimento de sementes retidas na peneira de 2000 μm após 7, 14 e 21 dias, letras diferentes indicam diferenças estatísticas através do teste de Tukey ($p < 0,05$).

Dietas avaliadas no estudo: a) 32×10^4 células mL^{-1} ; b) 24×10^4 células mL^{-1} ; c) 16×10^4 células mL^{-1} ; d) 8×10^4 células mL^{-1} ; e) Sem alimentação. As dietas foram compostas por 30% de *Isochrysis galbana* e 70% de *Chaetoceros muelleri*.

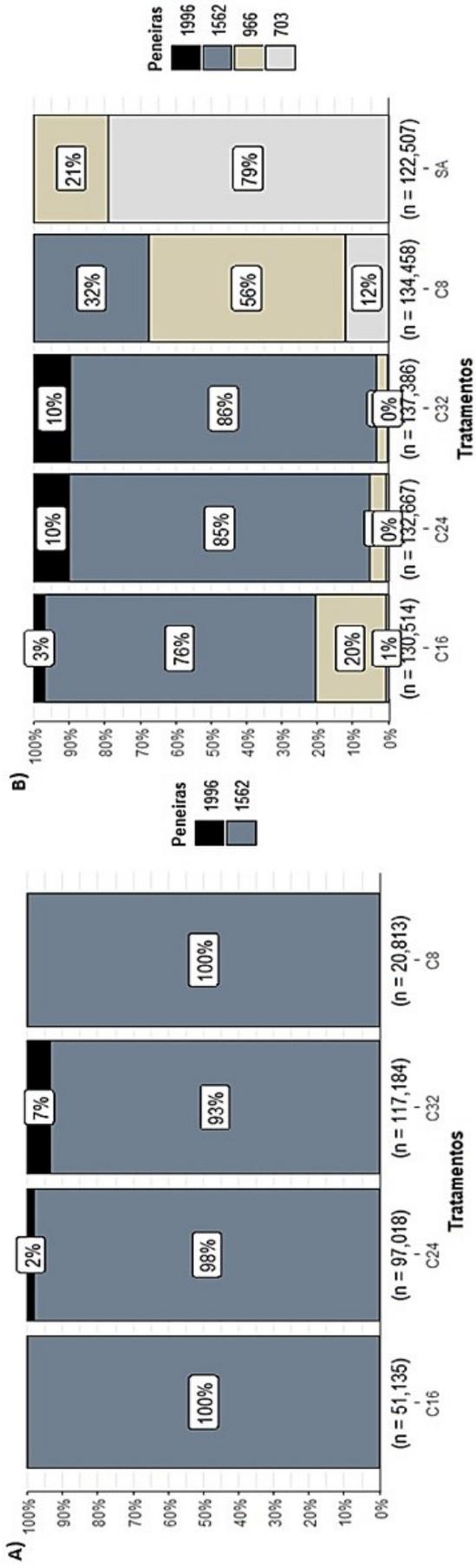
Para as classes de tamanho baseado nos peneiramentos na fase de cultivo de pré-sementes iniciais (*early spat*) com altura de concha média inicial de $0,657 \pm 0,05$ mm, após 7 e 14 dias de cultivo, observou-se diferenças entre os tratamentos (C32, C24, C16, C8) ($p < 0,05$) (Figura 11). Também constatou-se diferenças significativas ($p < 0,05$) para as classes de tamanho, entre os tratamentos (C32, C24, C16, C8) na fase de cultivo de pré-sementes desenvolvidas (*late spat*) com altura de concha média inicial de $0,830 \pm 0,12$ mm, após 14 e 21 dias de cultivo (Figura 12).

Figura 11. Proporção de pré-sementes/sementes de *C. gigas* por peneira após 7 (A) e 14 (B) dias de cultivo submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas na fase de cultivo de pré-sementes iniciais (*early spat*).



Dietas avaliadas no estudo: a) 32×10^4 células mL^{-1} ; b) 24×10^4 células mL^{-1} ; c) 16×10^4 células mL^{-1} ; d) 8×10^4 células mL^{-1} ; e) Sem alimentação. As dietas foram compostas por 30% de *Isochrysis galbana* e 70% de *Chaetoceros muelleri*. Peneiras refere-se a diagonal da malha usada.

Figura 12. Proporção de pré-sementes/sementes de *C. gigas* por peneira após 14 (A) e 21 (B) dias de cultivo submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas na fase de cultivo de pré-sementes (*late spat*).



Dietas avaliadas no estudo: C32) 32×10^4 células mL^{-1} ; C24) 24×10^4 células mL^{-1} ; C16) 16×10^4 células mL^{-1} ; C8) 8×10^4 células mL^{-1} ; SA) Sem alimentação. As dietas foram compostas por 30% de *Isochrysis galbana* e 70% de *Chaetoceros muelleri*. Peneiras refere-se a diagonal da malha usada.

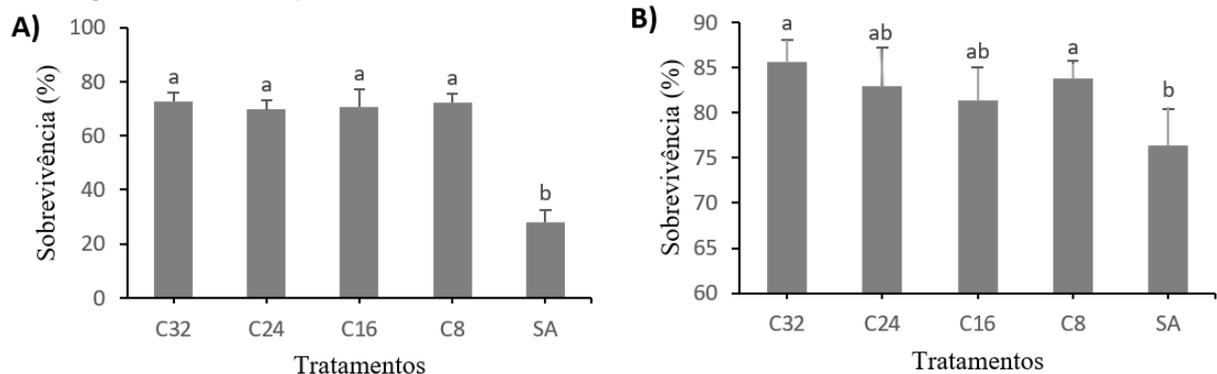
Sobrevivência

Na fase de assentamento e metamorfose larval, não houve diferença significativa na sobrevivência em relação ao fornecimento de dietas com diferentes concentrações, no qual foram obtidas taxas de sobrevivência de $92 \pm 4,43\%$, $94 \pm 1,11\%$ e $95 \pm 1,6\%$, respectivamente, em C8, C12 e C16.

Após 14 dias de cultivo, na fase de cultivo de pré-sementes iniciais (*early spat*) com altura de concha média inicial de $0,657 \pm 0,05$ mm, a sobrevivência dos animais alimentados em C32 ($73 \pm 3,56\%$), C24 ($70 \pm 3,91\%$), C16 ($71 \pm 7,19\%$) e C8 ($72 \pm 3,35\%$) não diferiu entre si, as quais foram significativamente ($p < 0,05$) maiores que a sobrevivência dos animais do tratamento controle SA ($28 \pm 5,24\%$) (Figura 13).

Na fase de cultivo de pré-sementes desenvolvidas (*late spat*) com altura de concha média inicial de $0,830 \pm 0,12$ mm, após 21 dias de cultivo, não houve diferenças significativas na sobrevivência de sementes entre os tratamentos com alimentação (C32, C24, C16, C8). As diferenças ($p < 0,05$) observadas, foram apenas entre os animais do tratamento C32 ($86 \pm 2,79\%$) e C8 ($84 \pm 2,17\%$) em comparação com as sementes do tratamento SA ($76 \pm 4,51\%$). As sementes dos tratamentos C16 e C24 apresentaram sobrevivência de $81 \pm 4,04\%$ e $83 \pm 4,69\%$, respectivamente e não diferiram do tratamento SA (Figura 13).

Figura 13. Sobrevivência de pré-sementes de *Crassostrea gigas* na fase de cultivo de pré-sementes (*early spat*) com altura de concha média inicial de $0,657 \pm 0,05$ mm (A) e na fase de cultivo de pré-sementes (*late spat*) com altura de concha média inicial de $0,830 \pm 0,12$ mm (B) submetidas a dietas com diferentes concentrações de microalgas e sem alimentação.



⁽¹⁾ Para cada taxa de sobrevivência, letras diferentes indicam diferenças estatísticas através do teste de Tukey ($p < 0,05$).

Dietas testadas: C32) 32×10^4 células mL^{-1} ; C24) 24×10^4 células mL^{-1} ; C16) 16×10^4 células mL^{-1} ; C12) 12×10^4 células mL^{-1} ; C8) 8×10^4 células mL^{-1} ; SA) Sem alimentação. As dietas foram compostas por 30% de *Isochrysis galbana* e 70% de *Chaetoceros mueller*

As variáveis de temperatura, pH e salinidade da água nas três fases de cultivo, apresentaram-se em condições ótimas para produção de larvas e sementes de ostras *C. gigas* (Tabela 2).

Tabela 2. Média (\pm DP) da temperatura ($^{\circ}$ C), pH e salinidade da água durante o cultivo.

Fase de Assentamento			
Tratamento	Temperatura ($^{\circ}$C)	pH	Salinidade
C8	23,7 \pm 0,35	8,1 \pm 0,04	35,3 \pm 0,70
C12	23,7 \pm 0,35	8,0 \pm 0,05	35,6 \pm 1,02
C16	23,8 \pm 0,40	8,0 \pm 0,04	35,5 \pm 0,60
Fase de cultivo de sementes com altura de concha média inicial de 0,657 \pm 0,05 mm			
Tratamento	Temperatura ($^{\circ}$ C)	pH	Salinidade
C8	21,8 \pm 0,51	8,1 \pm 0,05	35,6 \pm 0,85
C16	21,7 \pm 0,41	8,1 \pm 0,05	35,7 \pm 0,73
C24	21,7 \pm 0,43	8,1 \pm 0,04	35,8 \pm 0,75
C32	21,7 \pm 0,37	8,1 \pm 0,05	35,8 \pm 0,75
SA	21,7 \pm 0,37	8,1 \pm 0,03	35,8 \pm 0,74
Fase de cultivo de sementes com altura de concha média inicial de 0,820 \pm 0,12 mm			
Tratamento	Temperatura ($^{\circ}$ C)	pH	Salinidade
C8	17,8 \pm 1,60	8,0 \pm 0,20	35,0 \pm 0,54
C16	17,7 \pm 1,61	8,0 \pm 0,08	35,1 \pm 0,56
C24	17,7 \pm 1,63	8,0 \pm 0,09	35,1 \pm 0,57
C32	17,8 \pm 1,61	8,0 \pm 0,10	35,0 \pm 0,63
SA	17,8 \pm 1,63	8,0 \pm 0,06	35,0 \pm 0,58

4 DISCUSSÃO

Taxa de metamorfose e crescimento

Todas as dietas (concentrações 8, 12 e 16 x 10⁴ células mL⁻¹, tratamentos C8, C12 e C16 respectivamente) ofertadas a larvas de *C. gigas* na fase de assentamento e metamorfose resultaram em elevadas taxas de metamorfose, diferente de dietas nas concentrações de 12, 20 e 40 células mL⁻¹, que quando ofertadas a larvas desta espécie afetaram a metamorfose larval desses indivíduos (RICO-VILLA; POUVREAU; ROBERT, 2009). Neste contexto, há relatos na literatura de que a taxa de metamorfose larval de moluscos bivalves é dependente da concentração de microalgas ofertada na alimentação, como demonstrado nos resultados para *Ostrea edulis* (Linnaeus, 1758) alimentadas com microalgas, em concentrações variando de 7,0 x 10⁻¹¹ a 3,5 x 10⁻⁹ células mL⁻¹ (ROBERT; VIGNIER; PETTON, 2017). Os resultados do presente estudo juntamente com os supracitados, reforçam que as concentrações de microalgas

que compõe as dietas de moluscos bivalves são determinantes para o sucesso do assentamento e metamorfose larval. Outros estudos (PETTERSEN *et al.*, 2010; RICO-VILLA *et al.*, 2006; RICO-VILLA; POUVREAU; ROBERT, 2009; ROBERT; VIGNIER; PETTON, 2017; RODRÍGUEZ-PESANTES *et al.*, 2022) também descreveram que a combinação de microalgas e a concentração celular em que elas são oferecidas na dieta de moluscos bivalves, são fatores que influenciam diretamente na fase de assentamento, metamorfose larval e sobrevivência desses animais.

No presente estudo, observou-se que o crescimento, em altura e comprimento da concha, das larvas aumentou gradualmente com o aumento da concentração de microalgas nas dietas ofertadas. Esses resultados corroboram com os obtidos por Tabelskaya e Kalinina (2021), em que larvas de *C. gigas* submetidas a concentrações mais altas de microalgas apresentaram os maiores crescimento. Resultados similares foram observados por Rico-Villa *et al.* (2006), os quais relataram que as maiores concentrações de microalgas avaliadas levaram o maior crescimento larval de *C. gigas*. Entretanto, o crescimento, em comprimento da concha, das larvas no presente estudo foi superior aos reportados por Rico-Villa *et al.* (2006) em seu estudo.

A literatura traz relatos que diferentes concentrações alimentares de microalgas estão diretamente correlacionadas com o crescimento dos moluscos bivalves (LINARD *et al.*, 2011; VELASCO; BARROS, 2008) resultado também observado no presente estudo. As dietas com microalgas nas concentrações de 8 e 16 x 10⁴ células mL⁻¹, apesar de levarem ao menor crescimento em altura e comprimento de larvas, pré-sementes e sementes de *C. gigas* quando comparadas as dietas com microalgas nas concentrações de 24 e 36 x 10⁴ células mL⁻¹, promoveram o crescimento contínuo desses indivíduos, crescimento não observado no tratamento privado de alimento (tratamento controle sem alimento). Os animais submetidos a este tratamento não apresentaram um crescimento em altura e comprimento considerável na fase de cultivo inicial de pré-sementes iniciais (*early spat*), bem como na fase de cultivo de pré-sementes desenvolvidas (*late spat*). Esses resultados corroboram com resultados relatados por Moran e Manahan (2004), em que durante 21 dias sem alimento os animais não apresentaram um crescimento substancial. Os autores relatam, ainda, que larvas de *C. gigas* após passarem um longo período sem alimento (17 dias), ao receber alimentação são capazes de regular positivamente seu crescimento e metabolismos normalmente.

Assim como o observado no crescimento de *C. gigas*, as concentrações de microalgas das dietas mostraram influenciar no crescimento de outras espécies, como observados em estudos com ostras perlíferas *Pinctada margaritifera* (Linnaeus, 1758) (LINARD *et al.*, 2011; YUKIHIRA; KLUMPP; LUCAS, 1998), *Pinctada máxima* (Jameson, 1901) (YUKIHIRA;

KLUMPP; LUCAS, 1998) e mexilhões *Mytilus galloprovincialis* (Lamarck, 1819) (PETTERSEN *et al.*, 2010).

Rendimento

Conhecer a concentração alimentar necessária que supre as necessidades da espécie a ser cultivada em condições laboratoriais (DOROUDI; SOUTHGATE, 2000), bem como identificar a dieta adequada em cada fase de desenvolvimento do animal (FERNÁNDEZ-PARDO *et al.*, 2016) é extremamente importante, pois essa concentração fornecida a cada espécie é específica. Por exemplo, para *Pinctada margaritifera*, uma concentração de alimento entre 10 e 20 x 10³ células mL⁻¹ mostrou-se ser ideal para o desenvolvimento da espécie (YUKIHIRA; KLUMPP; LUCAS, 1998), para o molusco de areia amêijoia-macha, *Venerupis corrugata* (Gmelin, 1791), em termos de crescimento, dietas com microalgas nas concentrações de 0,025, 0,030 e 0,075 células mL⁻¹ maximizam o desenvolvimento do animal (FERNÁNDEZ-PARDO *et al.*, 2016). No presente estudo, observou-se que as maiores concentrações ofertadas, proporcionaram os maiores rendimentos de larvas metamorfoseadas, de pré-ementes e sementes em menor tempo de cultivo, o que tornam essas concentrações ideais para cultivo de sementes de *C. gigas* em laboratório.

Embora tenham apresentado rendimentos significativamente menores na fase de cultivo com pré-ementes desenvolvidas (*late spat*), as dietas com microalgas nas concentrações de 8 e 16 x 10⁴ células mL⁻¹ foram capazes de manter as necessidades dos animais e proporcionar rendimentos satisfatórios, entretanto, para que os animais alcancem maior tamanho de concha (altura e comprimento), será necessário maior tempo cultivo o que, consequentemente, aumenta o custo de produção. Esses resultados corroboram com os relatados na literatura (LINARD *et al.*, 2011; WINTER, 1978; YUKIHIRA; KLUMPP; LUCAS, 1998), em que animais submetidos a dietas com menores concentrações de alimentos, apresentaram crescimento contínuo dos animais, contudo, mais lento.

Sobrevivência

Apesar de não apresentar diferença estatística na fase assentamento e metamorfose, observou-se que as dietas com as maiores concentrações de microalgas adotadas no presente estudo, possibilitaram altas taxas de sobrevivência de larvas de *C. gigas*. Tais resultados corroboram com resultados relatados na literatura para a mesma espécie (TABELSKAYA; KALININA, 2021) e para larvas do molusco bentônico *Clinocardium nuttalli* (Conrad, 1837) (LIU *et al.*, 2010). Os resultados obtidos demonstram que dietas com quantidade ou concentração

adequada de microalgas, as quais podem ser ingeridas e digeridas totalmente, contribuirá positivamente para a sobrevivência e crescimento de larvas de moluscos bivalves, corroborando com resultados descritos na literatura (YANG *et al.*, 2021). Contudo, dietas em concentrações acima das necessidades dos animais podem levar a redução da sobrevivência larval, como relatado para larvas da ostra *Pinctada margaritifera* (DOROUDI; SOUTHGATE, 2000) e para larvas de *Mulinia lateralis* (Say, 1822) (YANG *et al.*, 2021).

No presente estudo observou-se que a qualidade, a quantidade, a combinação e a concentração de microalgas ofertadas nas dietas em todos os processos e etapas da produção de larvas e sementes de moluscos, estão diretamente relacionadas com a sobrevivência e crescimento dos animais, resultados também relatados para sobrevivência e crescimento de larvas das vieiras *Argopecten nucleus* (Born, 1778) e *Nodipecten nodosus* (Linnaeus, 1758) (VELASCO; BARROS, 2008), de juvenis de *Panopea generosa* (Gould, 1850) (LIU *et al.*, 2016) e crescimento de *Crassostrea corteziensis* (Hertlein, 1951) (RIVERO-RODRÍGUEZ; BEAUMONT; LORA-VILCHIS, 2007).

Neste trabalho, as sementes que não foram alimentadas apresentaram sobrevivência distinta entre as fases estudadas. As sementes mais velhas (*late spat*) apresentaram sobrevivência superior em relação as mais novas (*early spat*), sugerindo que as reservas endógenas dos indivíduos, antes do jejum, bem com seu tamanho e idade irá influenciar na sua capacidade de sobreviver por um período maior sem alimento. Estudos (ELSTON, 1980; HICKMAN; GRUFFYDD, 1971; RODRIGUEZ *et al.*, 1990; SASTRY, 1962) relatam que larvas de moluscos bivalves podem não se alimentar durante o período de metamorfose larval e sobreviver por dias usando de suas reservas energéticas. Moran e Manahan (2004) relataram que larvas de *C. gigas* podem sobreviver por mais de 30 dias sem alimentação; entretanto, His e Seaman (1992) relataram mortalidade larval total após 6 dias de inanição e Robert *et al.*, (2017) relaram sobrevivência média de 58,13%, aos 6 dias de cultivo, e mortalidade total, aos 13 dias de cultivo de larvas de *Ostrea edulis*. Para sementes de *Perna perna* (Linnaeus, 1758), *Mesodesma mactroide* (Reeve, 1854) e *Venerupis philippinarum* (Adams & Reeve, 1850), Vieira *et al.* (2021) relataram uma sobrevivência média de 91%, 98% e 84%, respectivamente, quando os indivíduos não foram alimentados por um período entre 21 e 35 dias. Nota-se pelos estudos supracitados que a sobrevivência larval ou de juvenis, na ausência de alimentação, varia a depender da espécie estudada e das condições de cultivo. Contudo, é sabido que na falta de alimento os animais irão diminuir o metabolismo, alimentando-se de suas reservas energéticas endógenas até o reestabelecimento da alimentação ou a mortalidade (YAN *et al.*, 2009).

Os resultados obtidos mostram que uma dieta com microalgas nas concentrações de 12 e 16 x 10⁴ células mL⁻¹ são ideais na fase de assentamento e metamorfose de larvas, pois além de proporcionarem altas taxas de metamorfose e sobrevivência, potencializam o crescimento de larvas e leva a altos rendimentos. Entretanto, na fase de cultivo de pré-sementes as dietas com microalgas nas concentrações de 24 e 32 x 10⁴ células mL⁻¹ mostraram-se superior, pois além proporcionarem altas taxas de sobrevivência, reduz o tempo de crescimento dos animais o que, conseqüentemente, diminui o custo de produção dos laboratórios.

5 CONCLUSÃO

As dietas com microalgas ofertadas nas concentrações de 12 e 16 x 10⁴ células mL⁻¹, possibilitam altas taxas de metamorfose larval, bem como no rendimento de sementes de *C. gigas*, considerando a necessidade de menos alimento recomenda-se, portanto, o uso de uma concentração de 12 x 10⁴ células mL⁻¹, nesta fase de cultivo.

Na fase de cultivo de pré-sementes, a dieta na concentração de 24 x 10⁴ células mL⁻¹ é recomendada, visto que tal concentração otimizou o tempo de cultivo, levando a rápido crescimento e altos rendimentos, resultados também alcançados na concentração superior testada (32 x 10⁴ células mL⁻¹).

Pôde-se observar que as concentrações testadas, em todas as fases de cultivo, não afetaram a taxa de sobrevivência da ostra *C. gigas*, assim considerando apenas a sobrevivência, não há necessidade de fornecimento de uma dieta com concentração de microalgas superior a 8 x 10⁴ células mL⁻¹.

REFERÊNCIAS

- BOTTA, R.; ASCHE, F.; BORSUM, J. S.; CAMP, E. V. A review of global oyster aquaculture production and consumption. **Marine Policy**, vol. 117, no. July 2019, p. 103952, 2020. DOI 10.1016/j.marpol.2020.103952. Available at: <https://doi.org/10.1016/j.marpol.2020.103952>.
- BROWN, M.; ROBERT, R. Preparation and assessment of microalgal concentrates as feeds for larval and juvenile Pacific oyster (*Crassostrea gigas*). **Aquaculture**, vol. 207, no. 3–4, p. 289–309, 2002. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(01\)00742-6](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(01)00742-6).
- CARVALHO, Y. B. M.; FERREIRA, J. F.; DA SILVA, F. C.; BERCHT, M. Factors influencing larval settlement of the Atlantic Lion's paw scallop, *Nodipecten nodosus*. **Journal of Shellfish Research**, vol. 32, no. 3, p. 719–723, 2013. <https://doi.org/10.2983/035.032.0313>.
- CHENG, P.; ZHOU, C.; CHU, R.; CHANG, T.; XU, J.; RUAN, R.; CHEN, P.; YAN, X.

Effect of microalgae diet and culture system on the rearing of bivalve mollusks: Nutritional properties and potential cost improvements. **Algal Research**, vol. 51, no. September, p. 102076, 2020. DOI 10.1016/j.algal.2020.102076. Available at: <https://doi.org/10.1016/j.algal.2020.102076>.

DOROUDI, M. S.; SOUTHGATE, P. C. The influence of algal ration and larval density on growth and survival of blacklip pearl oyster *Pinctada margaritifera* (L.) larvae. **Aquaculture Research**, vol. 31, no. 8–9, p. 621–626, 2000. <https://doi.org/10.1046/j.1365-2109.2000.00483.x>.

ELSTON, R. Functional anatomy, histology and ultrastructure of the soft tissues of the larval American oyster, *Crassostrea virginica*. **Proc. Nat. Shell Fisheries Assoc.**, vol. 70, p. 65–93, 1980.

ENRIGHT, C. T.; NEWKIRK, G. F.; CRAIGIE, J. S.; CASTELL, J. D. Evaluation of phytoplankton as diets for juvenile *Ostrea edulis* L. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, vol. 96, no. 1, p. 1–13, 1986. [https://doi.org/10.1016/0022-0981\(86\)90009-2](https://doi.org/10.1016/0022-0981(86)90009-2).

EPAGRI. **Síntese Anual da Agricultura de Santa Catarina 2020-2021**. 2022. Available at: https://www.researchgate.net/publication/269107473_What_is_governance/link/548173090cf22525dcb61443/download%0Ahttp://www.econ.upf.edu/~reynal/Civilwars_12December2010.pdf%0Ahttps://thinkasia.org/handle/11540/8282%0Ahttps://www.jstor.org/stable/41857625.

FAO. **World Fisheries and Aquaculture, FAO:Rome,2020**. [S. l.: s. n.], 2022. Available at: https://www.fao.org/3/ca9229en/online/ca9229en.html#chapter-1_1.

FERNÁNDEZ-PARDO, A.; DA COSTA, F.; RIAL, D.; NÓVOA, S.; MARTÍNEZ-PATIÑO, D.; VÁZQUEZ, J. A. Use of response surface methodology to determine optimum diets for *Venerupis corrugata* larvae: Effects of ration and microalgal assemblages. **Aquaculture**, vol. 452, p. 283–290, 1 Feb. 2016. DOI 10.1016/J.AQUACULTURE.2015.11.005. Available at: <http://dx.doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.11.005>. Accessed on: 28 Apr. 2022.

GALLEY, T. H.; BATISTA, F. M.; BRAITHWAITE, R.; KING, J.; BEAUMONT, A. R. Optimisation of larval culture of the mussel *Mytilus edulis* (L.). **Aquaculture International**, vol. 18, no. 3, p. 315–325, 2010. <https://doi.org/10.1007/s10499-009-9245-7>.

GAO, X.; LI, X.; ZHANG, M.; CHI, L.; SONG, C.; LIU, Y. Effects of LED light quality on the growth, survival and metamorphosis of *Haliotis discus hannai* Ino larvae. **Aquaculture Research**, vol. 47, no. 12, p. 3705–3717, 2016. <https://doi.org/10.1111/are.12980>.

GARLOCK, T.; ASCHE, F.; ANDERSON, J.; BJØRNDAL, T.; KUMAR, G.; LORENZEN, K.; ROPICKI, A.; SMITH, M. D.; TVETERÅS, R. A Global Blue Revolution: Aquaculture Growth Across Regions, Species, and Countries. **Reviews in Fisheries Science and Aquaculture**, vol. 28, no. 1, p. 107–116, 2020. DOI 10.1080/23308249.2019.1678111. Available at: <https://doi.org/10.1080/23308249.2019.1678111>.

HELM, M. M.; BOURNE, N. **Hatchery culture of bivalves: A practical manual**, n. 471. Roma: [s. n.], 2004.

HICKMAN, R. W.; GRUFFYDD, L. D. The histology of the larvae of *Ostrea edulis* during metamorphosis. In: **Fourth European marine biology symposium**, Cambridge University Press New York, , p. 281–294, 1971.

HIS, E.; SEAMAN, M. N. L. Effects of temporary starvation on the survival, and on subsequent feeding and growth, of oyster (*Crassostrea gigas*) larvae. **Marine Biology**, vol. 114, no. 2, p. 277–279, 1992. <https://doi.org/10.1007/BF00349530>.

HOLDEN, M. J.; PATTERSON, G. W. Absence of sterol biosynthesis in oyster tissue culture. **Lipids**, vol. 26, no. 1, p. 81–82, 1991. <https://doi.org/10.1007/BF02544030>.

LAING, I.; MILLICAN, P. F. Relative growth and growth efficiency of *Ostrea edulis* L. spat fed various algal diets. **Aquaculture**, vol. 54, no. 4, p. 245–262, 1986. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(86\)90270-X](https://doi.org/10.1016/0044-8486(86)90270-X).

LINARD, C.; GUEGUEN, Y.; MORICEAU, J.; SOYEZ, C.; HUI, B.; RAOUX, A.; CUIF, J. P.; COCHARD, J. C.; LE PENNEC, M.; LE MOULLAC, G. Calcein staining of calcified structures in pearl oyster *Pinctada margaritifera* and the effect of food resource level on shell growth. **Aquaculture**, vol. 313, no. 1–4, p. 149–155, 15 Mar. 2011. <https://doi.org/10.1016/J.AQUACULTURE.2011.01.008>.

LIU, W.; GURNEY-SMITH, H.; BEERENS, A.; PEARCE, C. M. Effects of stocking density, algal density, and temperature on growth and survival of larvae of the basket cockle, *Clinocardium nuttallii*. **Aquaculture**, vol. 299, no. 1–4, p. 99–105, 2010. DOI 10.1016/j.aquaculture.2009.11.023. Available at: <http://dx.doi.org/10.1016/j.aquaculture.2009.11.023>.

LIU, W.; PEARCE, C. M.; MCKINLEY, R. S.; FORSTER, I. P. Nutritional value of selected species of microalgae for larvae and early post-set juveniles of the Pacific geoduck clam, *Panopea generosa*. **Aquaculture**, vol. 452, p. 326–341, 2016. DOI 10.1016/j.aquaculture.2015.10.019. Available at: <http://dx.doi.org/10.1016/j.aquaculture.2015.10.019>.

MARTÍNEZ-FERNÁNDEZ, E.; ACOSTA-SALMÓN, H.; SOUTHGATE, P. C. The nutritional value of seven species of tropical microalgae for black-lip pearl oyster (*Pinctada margaritifera*, L.) larvae. **Aquaculture**, vol. 257, no. 1–4, p. 491–503, 2006. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.03.022>.

MIOSSEC, L.; DEUFF, R. L.; GOULLETQUER, P. **Alien Species Alert: Crassostrea gigas (Pacific oyster)**, n. 299. [*S. l.: s. n.*], 2009. Available at: <papers3://publication/uuid/17B4CB22-2D42-4215-A830-83769CFC3BA1>.

MORAN, A. L.; MANAHAN, D. T. Physiological recovery from prolonged “starvation” in larvae of the Pacific oyster *Crassostrea gigas*. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, vol. 306, no. 1, p. 17–36, 2004. <https://doi.org/10.1016/j.jembe.2003.12.021>.

NAPOLITANO, G. E.; ACKMAN, R. G.; RATNAYAKE, W. M. N. Fatty Acid Composition of Three Cultured Algal Species (*Isochrysis galbana*, *Chaetoceros gracilis* and *Chaetoceros calcitrans*) Used as Food for Bivalve Larvae. **Journal of the World Aquaculture Society**, vol. 21, no. 2, p. 122–130, 1990. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.1990.tb00532.x>.

NOBLE, W. J.; BENKENDORFF, K.; HARRIS, J. O. Growth, settlement and survival of *Dicathais orbita* (Neogastropoda, Mollusca) larvae in response to temperature, diet and settlement cues. **Aquaculture Research**, vol. 46, no. 6, p. 1455–1468, 2015. <https://doi.org/10.1111/are.12298>.

O'CONNOR, W. A.; NELL, J. A.; DIEMAR, J. A. The evaluation of twelve algal species as food for juvenile Sydney rock oysters *Saccostrea commercialis* (Iredale & Roughley). **Aquaculture**, vol. 108, no. 3–4, p. 277–283, 1992. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(92\)90112-X](https://doi.org/10.1016/0044-8486(92)90112-X).

PETTERSEN, A. K.; TURCHINI, G. M.; JAHANGARD, S.; INGRAM, B. A.; SHERMAN, C. D. H. Effects of different dietary microalgae on survival, growth, settlement and fatty acid composition of blue mussel (*Mytilus galloprovincialis*) larvae. **Aquaculture**, vol. 309, no. 1–4, p. 115–124, 2010. DOI 10.1016/j.aquaculture.2010.09.024. Available at: <http://dx.doi.org/10.1016/j.aquaculture.2010.09.024>.

PONIS, E.; PARISI, G.; CHINI ZITTELLI, G.; LAVISTA, F.; ROBERT, R.; TREDICI, M. R. Pavlova lutheri: Production, preservation and use as food for *Crassostrea gigas* larvae. **Aquaculture**, vol. 282, no. 1–4, p. 97–103, 2008. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.06.010>.

RICO-VILLA, B.; LE COZ, J. R.; MINGANT, C.; ROBERT, R. Influence of phytoplankton diet mixtures on microalgae consumption, larval development and settlement of the Pacific oyster *Crassostrea gigas* (Thunberg). **Aquaculture**, vol. 256, no. 1–4, p. 377–388, 2006. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.02.015>.

RICO-VILLA, B.; POUVREAU, S.; ROBERT, R. Influence of food density and temperature on ingestion, growth and settlement of Pacific oyster larvae, *Crassostrea gigas*. **Aquaculture**, vol. 287, no. 3–4, p. 395–401, 2009. DOI 10.1016/j.aquaculture.2008.10.054. Available at: <http://dx.doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.10.054>.

RIVERO-RODRÍGUEZ, S.; BEAUMONT, A. R.; LORA-VILCHIS, M. C. The effect of microalgal diets on growth, biochemical composition, and fatty acid profile of *Crassostrea corteziensis* (Hertlein) juveniles. **Aquaculture**, vol. 263, no. 1–4, p. 199–210, 6 Mar. 2007. <https://doi.org/10.1016/J.AQUACULTURE.2006.09.038>.

ROBERT, R.; VIGNIER, J.; PETTON, B. Influence of feeding regime and temperature on development and settlement of oyster *Ostrea edulis* (Linnaeus, 1758) larvae. **Aquaculture Research**, vol. 48, no. 9, p. 4756–4773, 2017. <https://doi.org/10.1111/are.13297>.

RODRÍGUEZ-PESANTES, D.; REYES, J.; MÁRQUEZ, A.; SONNENHOLZNER, S.; HENDE, S. Van Den. Early life cycle description and effects of microalgal diets on larval and post-larval development of the mangrove cockle *Anadara tuberculosa* (Sowerby, 1833). **Aquaculture Research**, vol. 53, no. 2, p. 590–602, 1 Feb. 2022. DOI 10.1111/ARE.15603. Available at: <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/full/10.1111/are.15603>. Accessed on: 12 Apr. 2022.

RODRIGUEZ, J. L.; SEDANO, F. J.; GARCÍA-MARTÍN, L. O.; PÉREZ-CAMACHO, A.; SÁNCHEZ, J. L. Energy metabolism of newly settled *Ostrea edulis* spat during metamorphosis. **Marine Biology**, vol. 106, no. 1, p. 109–111, 1990. <https://doi.org/10.1007/BF02114680>.

SASTRY, A. N. the Development and External Morphology of Pelagic Larval and Post-Larval Stages of the Bay Scallop, *Aequipecten Irradians Concentricus* Say , Reared in the Laboratory. **Bulletin of Marine Science**, vol. 15, no. 2, p. 417–435, 1962.

SILVEIRA, R. C.; GOMES, C.; FERREIRA, J.; MELO, C. Taxas de assentamento larval e recuperação da ostra *Crassostrea basiliana* (Lamarck, 1819) usando diferentes sistemas para induzir metamorfose. **Jornal Brasileiro de Biologia**, vol. 71, no. 2, p. 557–562, 2011. Available at: <http://www.akrabjuara.com/index.php/akrabjuara/article/view/919>.

SÜHNEL, S.; LAGREZE, F.; ZANETTE, G.; MAGALHÃES, A. R. M.; FERREIRA, J. F. Effect of the fatty acid EPA and DHA in the conditioning of the scallop *Nodipecten nodosus* (Linné, 1758). **Aquaculture**, vol. 330–333, p. 167–171, 2012. DOI 10.1016/j.aquaculture.2011.12.013. Available at: <http://dx.doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.12.013>.

TABELSKAYA, A. S.; KALININA, M. V. Growth and survival of the hatchery larvae of pacific oyster *Crassostrea gigas* under different concentrations of microalgae and salinity in conditions of southern Primorye. **Izvestiya TINRO**, vol. 201, no. 3, p. 723–734, 6 Oct. 2021. <https://doi.org/10.26428/1606-9919-2021-201-723-734>.

THOMPSON, P. A.; HARRISON, P. J. Effects of monospecific algal diets of varying biochemical composition on the growth and survival of Pacific oyster (*Crassostrea gigas*) larvae. **Marine Biology**, vol. 113, no. 4, p. 645–654, 1992. <https://doi.org/10.1007/BF00349708>.

VELASCO, L. A.; BARROS, J. Experimental larval culture of the Caribbean scallops *Argopecten nucleus* and *Nodipecten nodosus*. **Aquaculture Research**, vol. 39, no. 6, p. 603–618, 2008. <https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2008.01917.x>.

WINTER, J. E. A review on the knowledge of suspension-feeding in lamellibranchiate bivalves, with special reference to artificial aquaculture systems. **Aquaculture**, vol. 13, no. 1, p. 1–33, 1 Jan. 1978. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(78\)90124-2](https://doi.org/10.1016/0044-8486(78)90124-2).

YAN, X.; ZHANG, Y.; HUO, Z.; YANG, F.; ZHANG, G. Effects of starvation on larval growth, survival, and metamorphosis of Manila clam *Ruditapes philippinarum*. **Acta Ecologica Sinica**, vol. 29, no. 6, p. 327–334, 1 Nov. 2009. <https://doi.org/10.1016/J.CHNAES.2009.09.012>.

YANG, Z.; HUANG, X.; WANG, H.; PAN, H.; WANG, X.; TENG, M.; REN, Q.; BAO, Z. Effects of microalgae diets and stocking density on larval growth, survival and metamorphosis of dwarf surfclam, *Mulinia lateralis*. **Aquaculture**, vol. 536, no. December 2020, p. 736440, 2021. DOI 10.1016/j.aquaculture.2021.736440. Available at: <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.736440>.

YUKIHIRA, H.; KLUMPP, D. W.; LUCAS, J. S. Comparative effects of microalgal species and food concentration on suspension feeding and energy budgets of the pearl oysters *Pinctada margaritifera* and *P. maxima* (Bivalvia: Pteriidae). **Marine Ecology Progress Series**, vol. 171, p. 71–84, 1 Oct. 1998. DOI 10.3354/MEPS171071. Available at: <https://www.int-res.com/abstracts/meps/v171/p71-84/>. Accessed on: 28 Apr. 2022.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS INTRODUÇÃO GERAL

ABARCA, A.; MEDINA, Q.; FIERRO, J.; CASTILLA, J. C. **Descripción del proceso de asentamiento y metamorfosis en el ostión del norte *Argopecten purpuratus* (Lamarck, 1819) en condiciones de laboratorio.** 1994.

ABBOTT, R. **American Seashells; The Marine Molluska of the Atlantic and Pacific Coasts of North America.** Van Nostra. Van Nostrand Reinhold, 1974.

AKABOSHI, S. Notas sobre o comportamento da ostra japonesa, *rassostrea gigas* (Thunberg, 1795), no litoral do estado de Sao Paulo, Brasil. **Boletim do Instituto de Pesca**, vol. 6, p. 93–104, 1979. Available at: <https://biblat.unam.mx/en/revista/boletim-do-instituto-de-pesca/articulo/notas-sobre-o-comportamento-da-ostra-japonesa-crassostrea-gigas-thunberg-1795-no-litoral-do-estado-de-sao-paulo-brasil>. Accessed on: 20 Feb. 2022.

AKABOSHI, S.; PEREIRA, O. M.; SINQUE, C. Cultivo experimental de crassostrea gigas (Thunberg, 1795), na região estuarina lagunar de Cananéia (25° 05'S; 48° 01'W) São Pualo, Brasil. **Boletim do instituto da Pesca**, vol. 10 (único), p. 1–8, 1983.

ALBUQUERQUE, M. C. P. **Novas opções de cultivo de moluscos bivalves marinhos no Brasil: *Pteria hirundo* (Linnaeus, 1758) e *Cyrtopleura costata* (Linnaeus, 1758).** 2010. 218 f. Universidade Federal de Santa Catarina, 2010. <https://doi.org/10.1558/jsrnc.v4il.24>.

AMARAL, V. S. Estudo morfológico comparativo de espécies do gênero *Crassostrea* (Bivalvia: Ostreidae) do Atlântico oeste. **Dissertação (Mestrado), Apresentada ao Instituto de Biociência da Universidade de São Paulo, Departamento de Zoologia - USP**, , p. 1–99, 2010.

ANGELL, C. L. **The biology and culture of Tropical oysters.** WorldFish, 1986. vol. 13.

ANTONIO, Í. G.; FREIRE, T. B.; GOMES, H. M.; LIMA, T. da C. Produção de Ostra Nativa em Primeira Cruz – MA. **Revista Práticas em Extensão**, vol. 03, no. 1, p. 27–41, 2019.

AREIAS, D. L. L. **Efeito da salinidade salinidade e e temperatura no no temperatura assentamento da assentamento da ostra *Crassostrea gasar* (Adanson 1757) e indução indução da desova da ostra desova da ostra *Crassostrea gigas* *Crassostrea gigas* (Thunberg, 1795).** 2012. 49 f. Faculdade de Ciências da Universidade do Porto, 2012.

BAKER, P.; MANN, R. Response of settling oyster larvae, *Crassostrea virginica*, to specific portions of the visible light spectrum. **Journal of Shellfish Research**, vol. 17, no. 4, p. 1081–1083, 1 Jan. 1998. Available at: <https://scholarworks.wm.edu/vimsarticles/489>. Accessed on: 23 Mar. 2022.

BAKER, S. M.; MANN, R. Description of metamorphic phases in the oyster *Crassostrea virginica* and effects of hypoxia on metamorphosis. **Marine Ecology Progress Series**, vol. 104, no. 1–2, p. 91–99, 1994. <https://doi.org/10.3354/meps104091>.

BARNES, R. D. **Zoología de los invertebrados** . México: Nueva Editorial Interamericana, 1977.

BAYNE, B. L. Growth and the delay of metamorphosis of the larvae of *Mytilus edulis* (L.). **Ophelia**, vol. 2, no. 1, p. 1–47, 1965. <https://doi.org/10.1080/00785326.1965.10409596>.

BAYNE, B. L. **Oysters and the Ecosystem**. [S. l.: s. n.], 2017. vol. 41, .
<https://doi.org/10.1016/B978-0-12-803472-9.00010-8>.

BAYNE, B. L. Some morphological changes that occur at the metamorphosis of the larvae of *Mytilus edulis*. **In: The Fourth European Marine Biology Symposium**, New York, , p. 259–280, 1971.

BEIRAS, R.; WIDDOWS, J. Induction of metamorphosis in larvae of the oyster *Crassostrea gigas* using neuroactive compounds. **Marine Biology**, vol. 123, no. 2, p. 327–334, 1995.
<https://doi.org/10.1007/BF00353624>.

BONAR, D. B.; COON, S. L.; WALCH, M.; WEINER, R. M.; FITT, W. Control of oyster settlement and metamorphosis by endogenous and exogenous chemical cues. **Bulletin of Marine Science**, vol. 46, no. 2, p. 484–498, 1990.

BOSS, K. J. Mollusca. *In*: PARKER, S. P. (ed.). **Synopsis and classification of living organisms**. New York: McGraw Hill Book Company, 1982. vol. 1, p. 945–1186.

BOTTA, R.; ASCHE, F.; BORSUM, J. S.; CAMP, E. V. A review of global oyster aquaculture production and consumption. **Marine Policy**, vol. 117, no. July 2019, p. 103952, 2020. DOI 10.1016/j.marpol.2020.103952. Available at:
<https://doi.org/10.1016/j.marpol.2020.103952>.

BREESE, W. P.; MALOUF, R. E. Hatchery manual for the Pacific oyster. **Oregon Agricultural Experiment Station Special Report**, no. 443, p. 22, 1975.

BUESTEL, D.; ROPERT, M.; PROU, J.; GOULLETQUER, P. History, status, and future of oyster culture in France. **Journal of Shellfish Research**, vol. 28, no. 4, p. 813–820, 2009.
<https://doi.org/10.2983/035.028.0410>.

CADDY, J. F. Development of mantle organs, feeding, and locomotion in postlarval *Macoma balthica* (L.) (Lamellibranchiata). **Canadian Journal of Zoology**, vol. 47, no. 4, p. 609–617, 1969. <https://doi.org/10.1139/z69-105>.

CASTILHO-WESTPHAL, G. G.; MAGNANI, F. P.; OSTRENSKY, A. Gonad morphology and reproductive cycle of the mangrove oyster *Crassostrea brasiliiana* (Lamarck, 1819) in the baía de Guaratuba, Paraná, Brazil. **Acta Zoologica**, vol. 96, no. 1, p. 99–107, 2015.
<https://doi.org/10.1111/azo.12055>.

CHIERIGHINI, D. **Cultivo, em laboratório, de sementes de *Crassostrea gigas* em sistemas de leito fluidizado e em sistema *upwelling***. 2016. 73 f. Universidade Federal de santa Catarina, 2016.

CHRISTO, S. W.; FERREIRA, S. L.; ABSHER, T. M.; FERREIRA JUNIOR, A. L. Ocorrência de larvas Pedivéliger de ostras do genero *Crassostrea* Sacco, 1897 no setor euhalino do Complexo Estuarino de Paranaguá – PR. **Publicatio UEPG: Ciencias Biologicas e da Saude**, vol. 19, no. 2, p. 85–91, 2013.
<https://doi.org/10.5212/publ.biologicas.v.19i2.0001>.

- COON, S. L.; FITT, W. K.; BONAR, D. B. Competence and delay of metamorphosis in the Pacific oyster *Crassostrea gigas*. **Marine Biology**, vol. 106, no. 3, p. 379–387, 1990. <https://doi.org/10.1007/BF01344316>.
- COUTTEAU, P.; SORGELOOS, P. The use of algal substitutes and the requirement for live algae in the hatchery and nursery rearing of bivalve molluscs: an international survey. **Journal of Shellfish Research**, vol. 11, no. 2, p. 467–476, 1992.
- DÉGREMONT, L.; GARCIA, C.; ALLEN, S. K. Genetic improvement for disease resistance in oysters: A review. **Journal of Invertebrate Pathology**, vol. 131, p. 226–241, 2015. <https://doi.org/10.1016/j.jip.2015.05.010>.
- DERNER, R. B.; OHSE, S.; VILLELA, M.; DE CARVALHO, S. M.; FETT, R. Microalgae, products and applications. **Ciencia Rural**, vol. 36, no. 6, p. 1959–1967, 2006. <https://doi.org/10.1590/s0103-84782006000600050>.
- EHRENBERG, C. G. Einige vorläufige Resultate seiner Untersuchungen der ihm von der Südpolreise des Captain Ross, so wie von den Herren Schayer und Darwin zugekommenen Materialien über das Verhalten des kleinsten Lebens in den Oceanen und den grössten bisher zugänglichen T. **Bericht über die zur Bekanntmachung Geeigneten Verhandlungen Der Königl. Preuss. Akademie Der Wissenschaften zu Berlin**, , p. 182–207, 1844.
- ELSTON, R. Functional anatomy, histology and ultrastructure of the soft tissues of the larval American oyster, *Crassostrea virginica*. **Proc. Nat. Shell Fisheries Assoc.**, vol. 70, p. 65–93, 1980.
- FABIOUX, C. Origine et développement des cellules germinales chez l’huître *Crassostrea gigas* : intérêt pour le contrôle de la reproduction en éclosion. , p. 200, 2004.
- FABIOUX, C.; HUVET, A.; LE SOUCHU, P.; LE PENNEC, M.; POUVREAU, S. Temperature and photoperiod drive *Crassostrea gigas* reproductive internal clock. **Aquaculture**, vol. 250, no. 1–2, p. 458–470, 14 Nov. 2005. <https://doi.org/10.1016/J.AQUACULTURE.2005.02.038>.
- FANG, Q.; LIN, B. S.; FANG, Y. Q. Induction of larval settlement and metamorphosis of two oysters *Crassostrea gigas* and *Ostrea cucullata* by some chemicals. **Jornal of Oceanography in Taiwan Strait**, vol. 20, no. 1, p. 20–26, 2001.
- FAO. **World Fisheries and Aquaculture, FAO:Rome,2020**. [S. l.: s. n.], 2022. Available at: https://www.fao.org/3/ca9229en/online/ca9229en.html#chapter-1_1.
- FERREIRA, J. F.; BESEN, K.; WORMSBECHER, A. G.; DOS SANTOS, R. F. Physical-Chemical Parameters of Seawater Mollusc Culture Sites in Santa Catarina-Brazil. **Journal of Coastal Research**, vol. SI 39, p. 1122–1126, 2006. Available at: <http://www.jstor.org/stable/25741758>.
- FERREIRA, J. F.; MAGALHÃES, A. R. Desenvolvimento do cultivo de mexilhões em Santa Catarina (sul do Brasil). In: **VI Congresso Latinoamericano de Ciências del Mar** ., , p. 80, 1995.

FERREIRA, J. F.; NETO, F. M. O. Cultivo de moluscos em Santa Catarina. *In*: BARROSO, G. F.; POERSCH, L. H. da S.; CAVALLI, R. O. (eds.). **Sistemas de cultivos aquícolas na zona costeira do Brasil: recursos, tecnologias, aspectos ambientais e sócio-econômicos**. 26th ed. Rio de Janeiro: Museu Nacional, 2007. p. 87–96.

FERREIRA, J.; SILVA, F.; GOMES, C. H. A. M.; FERREIRA, F. Produção programada e rastreabilidade de larvas e sementes de moluscos em Santa Catarina. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, vol. 35, no. 2, p. 192–197, 2011.

FUNO, I. C. S. A.; ANTONIO, Í. G.; MARINHO, Y. F.; MONTELES, J. S.; LOPES, R. G. P. S.; GÁLVEZ, A. O. Recruitment of oyster in artificial collectors on the Amazon macrotidal mangrove coast. **Ciencia Rural**, vol. 49, no. 3, p. 1–12, 2019. <https://doi.org/10.1590/0103-8478cr20180482>.

GAO, R. C.; LIU, W. B. Induction of larval settlement and metamorphosis of *Coelomactra antiquata* using some chemicals. **Journal of Fisheries China**, vol. 30, no. 5, p. 597–602, 2006.

GARLOCK, T.; ASCHE, F.; ANDERSON, J.; BJØRNDAL, T.; KUMAR, G.; LORENZEN, K.; ROPICKI, A.; SMITH, M. D.; TVETERÅS, R. A Global Blue Revolution: Aquaculture Growth Across Regions, Species, and Countries. **Reviews in Fisheries Science and Aquaculture**, vol. 28, no. 1, p. 107–116, 2020. DOI 10.1080/23308249.2019.1678111. Available at: <https://doi.org/10.1080/23308249.2019.1678111>.

GASPAR, P.; PIRES, I.; MAGALHÃES, A.; LDA, C. Boas práticas em cultivo de ostra - Algarve. no. June, p. 1–50, 2017. Available at: https://www.researchgate.net/publication/317413680_Boas_praticas_em_cultivo_de_ostra_-_Algarve.

GOSLING, E. **Bivalve Molluscs. Biology, Ecology and Culture**. Blackwell Publishing, Fishing News Books, 2003.

GRIZE, H.; HÉRA, M. Introduction into France of the Japanese oyster (*Crassostrea gigas*). **ICES Journal of Marine Science**, vol. 47, no. 3, p. 388–403, 1991. <https://doi.org/10.1093/icesjms/47.3.399>.

GUO, X. Use and exchange of genetic resources in molluscan aquaculture. **Reviews in Aquaculture**, vol. 1, no. 3–4, p. 251–259, 2009. <https://doi.org/10.1111/j.1753-5131.2009.01014.x>.

GUO, X.; HE, Y.; ZHANG, L.; LELONG, C.; JOUAUX, A. Immune and stress responses in oysters with insights on adaptation. **Fish and Shellfish Immunology**, vol. 46, no. 1, p. 107–119, 2015. DOI 10.1016/j.fsi.2015.05.018. Available at: <http://dx.doi.org/10.1016/j.fsi.2015.05.018>.

GUO, X.; LI, C.; WANG, H.; XU, Z. Diversity and Evolution of Living Oysters. **Journal of Shellfish Research**, vol. 37, no. 4, p. 755–771, 2018. <https://doi.org/10.2983/035.037.0407>.

HELM, M. M.; BOURNE, N. **Hatchery culture of bivalves: A practical manual**, n. 471. Roma: [s. n.], 2004.

HÉRAL, M.; DESLOUS-PAOLI, J. M. Oyster Culture in European Countries. **Estuarine and Marine Bivalve Mollusk Culture**, , p. 153–190, 1991.
<https://doi.org/10.1201/9781351071918-13>.

HICKMAN, R. W.; GRUFFYDD, L. D. The histology of the larvae of *Ostrea edulis* during metamorphosis. In: **Fourth European marine biology symposium**, Cambridge University Press New York, , p. 281–294, 1971.

HIDU, H.; HASKIN, H. H. Setting of the American oyster related to environmental factors and larval behavior. **PROC NAT SHELLFISH ASS . ILLUS . MAPS**, vol. 61, p. 35–50, 1971.

IBGE. INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATÍSTICA. **Produção da Pecuária Municipal (PPM)**, A Pesquisa. 2021.

JACOMEL, B.; CAMPOS, L. M. S. Produção sustentável e controlada de ostras: ações em Santa Catarina (Brasil) rumo aos padrões internacionais de comercialização. **Revista de Gestão Costeira Integrada**, vol. 14, no. 3, p. 501–515, 2014.
<https://doi.org/10.5894/rgci503>.

KNAUER, J.; SOUTHGATE, P. C. A Review of the Nutritional Requirements of Bivalves and the Development of Alternative and Artificial Diets for Bivalve Aquaculture. **Reviews in Fisheries Science**, vol. 7, no. 3–4, p. 241–280, 1999.
<https://doi.org/10.1080/10641269908951362>.

LAGREZE SQUELLA, F.; DE ALBUQUERQUE, M. C. P.; ARAUJO, J.; SÜHNEL, S.; DE MELO, C. M. R. Sobrevivência e crescimento de larvas do molusco de areia anomalocardia brasileira (Gmelin, 1791) em laboratório. **Boletim do Instituto de Pesca**, vol. 41, no. 1, p. 133–143, 2015.

LAING, I. **Cultivation of marine unicellular algae**. [S. l.: s. n.], 1991. Available at:
<http://www.cefas.co.uk/publications/lableaflets/lableaflet67.pdf>.

LAING, I. New algal products for rearing bivalve mollusks. Int. Aquacult. Conf. Boedeaux, France. **Eur. Aquacult. Soc. Spec. Publ.**, vol. 10, p. 309, 1989. Available at:
<https://www.unhcr.org/publications/manuals/4d9352319/unhcr-protection-training-manual-european-border-entry-officials-2-legal.html?query=excom> 1989.

LEGAT, J. F. A.; PUCHNICK-LEGAT, A.; SÜHNEL, S.; PEREIRA, A. L. M.; MAGALHÃES, A. R. M.; DE MELO, C. M. R. Reproductive cycle of the mangrove oyster, *Crassostrea gasar* (Adanson, 1757), in tropical and temperate climates. **Aquaculture Research**, vol. 52, no. 3, p. 991–1000, 2020. <https://doi.org/10.1111/are.14954>.

LMM. **Ficha de controle de produção excedente 2021**. Florianópolis: LMM\AQI\UFSC, 2021.

LOURENÇO, S. O. **Cultivo de microalgas marinhas: princípios e aplicações**. São Carlos: Rima: [s. n.], 2006.

MANZONI, G. C. **Cultivo de mexilhões *Perna perna*: evolução da atividade no Brasil e avaliação econômica da realidade de Santa Catarina**. 2005. 257 f. Universidade Estadual

Paulista, 2005.

MANZONI, G. C.; SCHMITT, J. F. Cultivo de ostras japonesas *Crassostrea gigas* (Mollusca: Bivalvia), na Armação do Itapocoroy, Penha, SC. **Bases ecológicas para um desenvolvimento sustentável: estudos de caso em Penha, SC.**, vol. 2003, p. 245–252, 2006.

MARTINELLO, D. M. **Santo Antônio de Lisboa: o pescador tecendo sua rede.** 1992. 197 f. Universidade Federal de Santa Catarina, 1992.

MARTÍNEZ-FERNÁNDEZ, E.; ACOSTA-SALMÓN, H.; RANGEL-DÁVALOS, C. Ingestion and digestion of 10 species of microalgae by winged pearl oyster *Pteria sterna* (Gould, 1851) larvae. **Aquaculture**, vol. 230, no. 1–4, p. 417–423, 2004. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(03\)00416-2](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(03)00416-2).

MELO, C. M. R.; SILVA, F. C.; GOMES, C. H. A. M.; SOLÉ-CAVA, A. M.; LAZOSKI, C. *Crassostrea gigas* in natural oyster banks in southern Brazil. **Biological Invasions**, vol. 12, no. 3, p. 441–449, 2010. <https://doi.org/10.1007/s10530-009-9475-7>.

MIOSSEC, L.; DEUFF, R. L.; GOULLETQUER, P. **Alien Species Alert: *Crassostrea gigas* (Pacific oyster)**, n. 299. [S. l.: s. n.], 2009. Available at: <papers3://publication/uuid/17B4CB22-2D42-4215-A830-83769CFC3BA1>.

MONTELES, J. S.; CRISTINA, T.; CASTRO, S. De; PIRES, D. C.; CONCEIÇÃO, F. S.; FRANÇA, V. L. De; CRISTINA, I. Percepção Socio-Ambiental Das Marisqueiras No Município De Raposa, Maranhão, Brasil. **Revista Brasileira de Engenharia de Pesca**, vol. 4, no. 2, p. 34–45, 2009.

MORAN, A. L.; MANAHAN, D. T. Physiological recovery from prolonged “starvation” in larvae of the Pacific oyster *Crassostrea gigas*. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, vol. 306, no. 1, p. 17–36, 2004. <https://doi.org/10.1016/j.jembe.2003.12.021>.

MORSE, D. E. Recent progress in larval settlement and metamorphosis: closing the gaps between molecular biology and ecology. **Bulletin of Marine Science**, vol. 46, no. 2, p. 465–483, 1990. [https://doi.org/10.1016/s0198-0254\(06\)80455-3](https://doi.org/10.1016/s0198-0254(06)80455-3).

MOURA, J. P.; GAMA, P.; CARDIM, G. Fundamentos da combustão de biomassa em leito fluidizado circulante. no. 1991, p. 1–9, 2011.

NIMPIS. *Crassostrea gigas* general information, National Introduced Marine Pest Information System. 2012. Available at: <http://www.marinepests.gov.au/nimpis>. Accessed on: 15 Jun. 2020.

PARKE, M. on Marine Flagellates. 1949.

PEREIRA, O. M.; GELLI, V. C.; HENRIQUES, M. B.; MACHADO, I. C.; BASTOS, A. A. Programa de desenvolvimento da criação ordenada de moluscos bivalves no Estado de São Paulo. **Série Relatórios Técnicos, São Paulo**, no. 2, p. 1–27, 2007.

PEREIRA, O. M.; HENRIQUES, M. B.; FAGUNDES, L. Viabilidade da criação de ostra *crassostrea gigas* no litoral das regiões sudeste e sul do Brasil. **Informações Econômicas-Governo Do Estado De São Paulo Instituto De Economia Agrícola**, vol. 28, p. 7–24, 1998.

- POLI, C. R. O cultivo de ostras em Santa Catarina. **In: Manual Do 1 Curso Sobre Cultivo de Ostras. Florianópolis: UFSC/ Departamento de Aquicultura.** [S. l.: s. n.], 1993. p. 5–10.
- POWELL, E. N.; BOCHENEK, E. A.; KLINCK, J. M.; HOFMANN, E. E. Influence of food quality and quantity on the growth and development of *Crassostrea gigas* larvae: A modeling approach. **Aquaculture**, vol. 210, no. 1–4, p. 89–117, 2002. [https://doi.org/10.1016/S0044-8486\(01\)00891-2](https://doi.org/10.1016/S0044-8486(01)00891-2).
- QUAYLE, D. B. Tropical oysters: culture and methods. **International Research Center. Ottawa**, vol. 5, no. 1, p. 80, 1980. Available at: <https://ejournal.poltektegal.ac.id/index.php/siklus/article/view/298%0Ahttp://repositorio.unan.edu.ni/2986/1/5624.pdf%0Ahttp://dx.doi.org/10.1016/j.jana.2015.10.005%0Ahttp://www.biomedcentral.com/14712458/12/58%0Ahttp://ovidsp.ovid.com/ovidweb.cgi?T=JS&P>.
- QUAYLE, D. B.; NEWKIRK, G. F. Farming Bivalve Molluscs : Methods for Study and Development. **Advances in World Aquaculture**, vol. 1, p. 294, 1989.
- RAMOS, C. O.; DA SILVA, F. C.; GOMES, C. H. A. de M.; LANGDON, C.; TAKANO, P.; GRAY, M. W.; DE MELO, C. M. R. Effect of larval density on growth and survival of the Pacific oyster *Crassostrea gigas* in a recirculation aquaculture system. **Aquaculture**, vol. 540, no. March, p. 736667, 2021. DOI 10.1016/j.aquaculture.2021.736667. Available at: <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.736667>.
- RAMOS, S. The comparative growth survival of Pacific oyster(*Crassostrea gigas* Thunberg, *C. gigas* var. Kumamoto) and mangrove oyster(*C. rhizophorae*) in Todos os Santos Bay, Brazil. **Ciências e Cultura**, vol. 34, no. 9, p. 1604–1615, 1986.
- REID, R. B.; MCMAHON, R. F.; FOIGHIL, D. Ó.; FINNIGAN, R. Anterior inhalant currents and pedal feeding in bivalves. **The Veliger**, vol. 35, no. 2, p. 93–104, 1992.
- REYNAGA-FRANCO, F. J.; GRIJALVA-CHON, J. M.; CASTRO-LONGORIA, R.; BARRAZA-GUARDADO, R. H.; ARREOLA-LIZÁRRAGA, J. A.; CHÁVEZ-VILLALBA, J. Designing a protocol to evaluate *Crassostrea gigas* spat production in hatcheries: Identification of critical aspects. **Aquacultural Engineering**, vol. 89, no. January, p. 102055, 2020. DOI 10.1016/j.aquaeng.2020.102055. Available at: <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2020.102055>.
- RICO-VILLA, B.; LE COZ, J. R.; MINGANT, C.; ROBERT, R. Influence of phytoplankton diet mixtures on microalgae consumption, larval development and settlement of the Pacific oyster *Crassostrea gigas* (Thunberg). **Aquaculture**, vol. 256, no. 1–4, p. 377–388, 2006. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2006.02.015>.
- ROBINSON, A. Gonadal cycle of *Crassostrea gigas* Kumamoto (Thunberg) in Yaquina Bay , Oregon and optimum conditions for broodstock oysters and larval culture. **Aquaculture**, vol. 106, p. 89–97, 1992.
- RODRIGUEZ, J. L.; SEDANO, F. J.; GARCÍA-MARTÍN, L. O.; PÉREZ-CAMACHO, A.; SÁNCHEZ, J. L. Energy metabolism of newly settled *Ostrea edulis* spat during metamorphosis. **Marine Biology**, vol. 106, no. 1, p. 109–111, 1990. <https://doi.org/10.1007/BF02114680>.

RODRIGUEZ, S. R.; OJEDA, F. P.; INESTROSA, N. C. Settlement of benthic marine invertebrates. **Marine Ecology Progress Series**, vol. 97, no. 2, p. 193–207, 1993. <https://doi.org/10.3354/meps097193>.

SASTRY, A. N. the Development and External Morphology of Pelagic Larval and Post-Larval Stages of the Bay Scallop, *Aequipecten Irradians Concentricus* Say , Reared in the Laboratory. **Bulletin of Marine Science**, vol. 15, no. 2, p. 417–435, 1962.

SILVEIRA, R. C.; GOMES, C.; FERREIRA, J.; MELO, C. Taxas de assentamento larval e recuperação da ostra *Crassostrea basiliiana* (Lamarck, 1819) usando diferentes sistemas para induzir metamorfose. **Jornal Brasileiro de Biologia**, vol. 71, no. 2, p. 557–562, 2011. Available at: <http://www.akrabjuara.com/index.php/akrabjuara/article/view/919>.

SOUTHGATE, P. C. **Pearl oyster culture. The pearl oyster.** [*S. l.: s. n.*], 2008.

SÜHNEL, S.; LAGREZE, F.; ZANETTE, G.; MAGALHÃES, A. R. M.; FERREIRA, J. F. Effect of the fatty acid EPA and DHA in the conditioning of the scallop *Nodipecten nodosus* (Linné, 1758). **Aquaculture**, vol. 330–333, p. 167–171, 2012. DOI 10.1016/j.aquaculture.2011.12.013. Available at: <http://dx.doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.12.013>.

TEH, C. P.; ZULFIGAR, Y.; TAN, S. H. Epinephrine and l-DOPA promote larval settlement and metamorphosis of the tropical oyster, *Crassostrea iredalei* (Faustino, 1932): An oyster hatchery perspective. **Aquaculture**, vol. 338–341, p. 260–263, 2012. <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2012.01.014>.

TRIDER, D. J.; CASTELL, J. D. Effect of dietary lipids on growth, tissue composition and metabolism of the oyster (*Crassostrea virginica*). **Journal of Nutrition**, vol. 110, no. 7, p. 1303–1309, 1980. <https://doi.org/10.1093/jn/110.7.1303>.

TURECK, C. R. **Sementes de ostras nativas no litoral de Santa Catarina/Brasil, como subsídio ao cultivo.** 2010. 140 f. Universidade Federal de Santa Catarina, 2010.

VÉLEZ, A.; EPIFANIO, C. E. Effects of temperature and ration on gametogenesis and growth in the tropical mussel *Perna perna* (L.). **Aquaculture**, vol. 22, no. C, p. 21–26, 1981. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(81\)90129-0](https://doi.org/10.1016/0044-8486(81)90129-0).

WALLACE, R. k.; WATERS, P.; RIKARD, F. S. Oyster Hatchery Techniques. **Southern Regional Aquaculture Center**, no. 4302, p. 6, 2008. Available at: <https://agrifecdn.tamu.edu/fisheries/files/2013/09/SRAC-Publication-No.-4302-Oyster-Hatchery-Techniques.pdf>.

WALLER, T. R. **Functional morphology and development of veliger larvae of the European oyster, *Ostrea edulis* Linné.** Smithsonian Contributions to Zoology, 1981. <https://doi.org/10.5479/si.00810282.328>.

WIJSMAN, J. W. M.; TROOST, K.; FANG, J.; RONCARATI, A. Global production of marine bivalves. Trends and challenges. *In*: SMAAL, A. C.; FERREIRA, J. G.; GRANT, J.; PETERSEN, J. K.; STRAND, O. (eds.). **Goods and services of marine bivalves.** Springer. Cham: Springer, 2019. p. 7–26.